BULLETIN

DE LA

SOCIÉTÉ BOTANIQUE DE GENÈVE

PUBLIÉ SOUS LA DIRECTION DE

Louis VIRET, Dr ès sc.

Privat-Docent à l'Université.

2me série

Volume IVe

1912

(AVEC 107 VIGNETTES, 3 CARTES ET 49 TABLEAUX IN-TEXTE)

GENÈVE

L. VIRET

PRÉSIDENT DE LA SOCIÉTÉ BOTANIQUE

77, Rue Jean-Jaquet

H. GEORG & Cie

(BALE) — LIBRAIRES-ÉDITEURS — (LYON)

10, Corraterie

C. 14. iv. 13. Prätz.

Le Genre PIERRANTHUS

substitué au genre Delpya Pierre ex Bonati 1912 (non ex Radlkofer 1910)

PAR

G. BONATI

Dans un précédent fascicule de ce *Bulletin* (vol. IV : 238-239), j'ai décrit, sous le nom de *Delpya* et d'après le *nomen nudum* de *Delpya cochinchinensis* publié sans diagnose par Pierre dans ses illustrations de plantes de Cochinchine, un nouveau genre de Scrophulariacée ayant pour prototype mon *Vandellia capitata* publié dès 1908 dans le *Bulletin de la Société Botanique de France*.

En respectant la volonté de feu le Dr Pierre, je ne m'étais plus souvenu que le nom générique de *Delpya* avait été valablement publié dans les « Notulæ Systematicæ », du Muséum de Paris, pour une toute autre catégorie de plantes appartenant à la famille des Sapindacées. Tenant à rectifier sans retard mon erreur, je propose le nouveau nom de *Pierranthus*, en l'honneur du Dr Pierre, pour désigner la Scrophulariacée des monts Dinh (près Baria, Cochinchine), et en établis comme suit la synonymie :

PIERRANTHUS Bonati, gen. nov. Scrophulac. = **Delpya** Pierre ex Bonati in *Bull. Soc. bot. Genève* IV : 238 (1912), non Pierre ex Radlkofer in Notulæ Systematicæ I : 304 (1910).

Species unica : **Pierranthus capitatus** Bonati comb. nov. ; = *Delpya capitata* Bonati in *Bull. Soc. bot. Genève* IV : 239, cum ic (1912) = *Vandellia capitata* Bonati in *Bull. Soc bot. France* LV : 514 (1908).

Je tiens à exprimer tous mes remerciements à M. le Professeur Radlkofer, de l'Université de Munich, qui m'a fort aimablement informé de mon omission ; et je saisis cette occasion pour rectifier un point erroné de ma précédente note : la figure de la page 239 du *Bull. Soc. bot. Genève* ne doit pas être attribuée directement au Dr Pierre, mais bien à son dessinateur Delpy, dont il tenait précisément à honorer la mémoire en lui dédiant le genre *Delpya*.

25/3/58

Étude sur la désagrégation de la cellulose

DANS LA

TERRE DE BRUYÈRE ET LA TOURBE

PAR

Wanda DASZEWSKA

Introduction

Les recherches que nous nous sommes proposé de faire se rapportent au processus de l'humification. Les décompositions des matières végétales mortes, qui se produisent dans le sol, sont provoquées tant par des microorganismes de toute espèce que par des réactions de nature purement chimique. Comme une masse considérable des matières végétales est composée de cellulose, les microorganismes qui désagrègent celle-ci jouent sans aucun doute un rôle important dans le processus de l'humification. Il existe deux modes de désagrégation de la cellulose dans la nature : une désagrégation complète et une désagrégation incomplète. La première aboutit à la formation des gaz : H_2, CO_2, CH_4, si la fermentation est anaérobie, et des gaz : CO_2, H_2O, si la fermentation est aérobie; la seconde donne un résidu de cellulose plus ou moins transformé.

La cellulose ne se trouve jamais à l'état pur dans la nature ; il faut supposer que, d'une part la cellulose est incomplètement désagrégée, et d'autre part, les substances qui l'accompagnent amènent à la formation des produits bruns de l'humus. Le problème de l'humification est très compliqué ; les questions que nous nous sommes posées étaient les suivantes : quels sont les microorganismes qui désagrègent la cellulose dans le sol? Les microorganismes désagrégeant la cellulose peuvent-ils aboutir à l'humification de celle-ci? — Nous avons entrepris dans cette direction une étude comparative des microorganismes qui se trouvent

dans les terres des bruyères et dans celles des tourbières, et de leur action sur la cellulose. Ce travail sera, nous l'espérons, une contribution à la solution du problème difficile de l'humification.

Composition de l'humus

Nos connaissances sur la composition de l'humus sont encore peu étendues. Berzelius[1] (1839) nomma les substances noires de l'humus insolubles dans l'eau, « humine » et « acide humique », remplaçant ainsi les anciens noms d'acide ulmique et d'ulmine. En 1854, Wolff[2] désigna l'humus comme une substance non définie, qui se trouve à chaque instant dans un autre stade de décomposition, et qui disparaît peu à peu du sol. Mülder[3] (1860) distingua dans l'humus brun : l'ulmine et l'acide ulmique ; et dans l'humus noir : l'humine et l'acide humique.

D'après lui, les premières se forment au commencement de l'humification, les deux autres vers la fin. D'après lui encore l'humine et l'acide humique forment par oxydation : l'acide crénique, incolore, et l'acide apocrénique, brun-jaunâtre. Les analyses de Mülder et Detmer[4] (1871) montrèrent que les substances de l'humus sont plus riches en carbone que les hydro-carbures et contiennent l'hydrogène et l'oxygène dans le même rapport que l'eau. Thaer et Rosenberg-Lipinski[5] (1868) divisèrent les substances humiques en quatre catégories :

1° Humus doux — de couleur brune, d'apparence pulvérulente, ne contenant pas d'acides libres et possédant un pouvoir très fort d'absorption de l'eau.

2° Humus brut — pauvre en sels de calcium.

3° Humus acide, contenant des acides libres.

4° Humus carbonisé se formant à l'abri de l'air, dans les tourbières.

La division des substances humiques d'Hoppe-Seyler[6] (1889), qui a été adoptée par Hermann, van Stahelin et Hofstetter, est la suivante :

1° Substances insolubles dans les alcalis et dans l'alcool : humine et ulmine.

[1] Berzelius, *Lehrb. der Chemie*. 3 Aufl., Bd. 8, 1839.
[2] Wolff, E., *Die naturgesch. Grundlangen des Ackerbaues*. 2 Aufl. Bd. I, 1854.
[3] Mülder, *Chemie der Ackerkrume*. Bd I, 1860.
[4] Mülder et Detmer, *Landw. Versuchstationen* Bd. XIV, 1871.
[5] Rosenberg Lipinski, *Der prakt. Ackerbau* Bd I, 1868.
[6] Hoppe Seyler, *Zeitschr. für physiologische Chemie* Bd. 13, 1889.

2° Substances solubles dans les alcalis, précipitées par les acides minéraux : acide humique et acide ulmique.

3° Le précipité dont nous venons de parler, soluble dans l'alcool, forme : le phlobaphène et les acides hymétomélaniques.

Detmer constata qu'il existe une grande analogie entre l'ulmine et l'humine, de même qu'entre leurs acides; il proposa de qualifier simplement de « substances humiques » les corps qui ne se dissolvent pas dans les alcalis (humine et ulmine), et « acides humiques » — ceux qui s'y dissolvent et peuvent être précipités de ces solutions au moyen des forts acides minéraux. En outre Detmer, Will et Meyer[1] ont fait remarquer que pendant le processus de l'humification, la proportion de carbone augmente, en même temps que la teneur en oxygène et hydrogène diminue; et aussi que les substances humiques contiennent de l'azote. Sous quelle forme cet azote se présente-t-il? Voilà un point que l'on n'a pas encore établi avec certitude; mais Baumann suppose qu'il se trouve sous forme des corps amidogènes.

Baumann[2] (1909) émit l'idée que l'humus serait une agglomération colloïdale des acides (produits de décompositions végétales et animales) avec des substances organiques végétales, conservées en partie, grâce à leur très forte résistance contre la décomposition, sous forme de : pentosanes, graisses, cires, hémicelluloses, amides et résines. Cet ensemble présente des combinaisons multiples. Ce qu'on nomme généralement acide humique, obtenu en précipitant une solution alcaline de terre par un acide inorganique, ne se trouve pas, selon Baumann, sous cette forme dans le sol; c'est un produit de laboratoire. La composition de l'humus varie beaucoup, ce qui s'explique par les différentes conditions de formation. La teneur en azote est caractéristique pour les substances de l'humus, la plus petite quantité se trouvant dans les marécages, la plus grande dans les endroits secs. Schwarz[3] (1879) faisant l'analyse de l'humus de 22 marécages, trouva 0,94,-2,83 % d'azote, tandis que L'Hôte[4] (1890) trouva dans les terres des jardins de 4,75 % à 6,07 % d'azote. Les analyses de l'humus sylvestre faites par Koning[5] (1904) montrèrent que les acides

[1] *Archiv der Pharmacie* II, Bd. LXX.

[2] Baumann, M., *Mitt. d. k. bayr. Moorkulturanst.* Heft. 3, 1909.

[3] Schwarz, *Die landw. chem. Vers. Stat. in Wien ref. in Zentralbl. f. Agric. Chem.* Bd. 8.

[4] L'Hôte, *Journ. d'agric. prat.* II, 1890.

[5] Koning, *Archives néerland. des sc. nat. et exactes.* Série 2, vol. 9, 1904.

humiques fournis par l'extrait aqueux contiennent 3,36 % d'azote; ceux de l'extrait ammoniacal — 3,92 % et ceux de l'extrait par la potasse caustique 4,7 %.

Beijerinck[1] (1904) prétend que la cellulose ne rentre pas dans la composition des substances brunes de l'humus. Pour en donner la preuve il a placé de grands morceaux de papier à filtrer et des lambeaux de toile et de colon entre des plaques d'amiante blanche. Le tout fut enfoui, en automne, à diverses profondeurs dans une terre molle de jardin; à la fin de l'hiver, on ne retrouva de ces substances qu'un tissu de filaments mycéliens incolores, appliqués contre l'amiante restée blanche. Il est prouvé par là qu'il ne s'était pas formé d'humus, qu'on aurait reconnu à sa coloration brune. D'après Beijerinck, la subérine des épidermes des tissus corticaux, la lignose et les pentosanes du bois, sont les éléments les plus importants pour la formation de l'humus. Le bois, les tiges herbacées et les nervures foliaires sont attaqués par le groupe des champignons lignicoles, qui enlèvent la cellulose en abandonnant la lignose; plus tard, sous des influences d'ordre purement chimiques, la lignose se transforme en humus. La nature aromatique de la lignose explique la raison pour laquelle ce corps est difficilement assimilé par les microbes; en outre, la lignose est facilement attaquée par divers réactifs chimiques auxquels la cellulose résiste parfaitement; ces faits rendent admissible la manière de voir de Beijerinck. Roger et Vulquin[2] (1908) émirent la même idée sur la nature aromatique des substances humiques. En traitant l'humus des tourbières par les alcalis, ils ont obtenu l'acide protocatéchique, ce qui semble démontrer que le noyau en C_6 de la cellulose lignifiée subsiste dans la matière humique. Contrairement aux recherches de Beijerinck, Roger et Vulquin n'ont trouvé ni pentosanes ni hexosanes dans l'humus des tourbières.

D'après Aschan[3] (1908), les substances solubles de l'humus présentent les caractères des phénols polyvalents, et c'est par la présence des composés à structure cycliques qu'il s'explique la résistance des substances humiques. Aschan attribue une grande importance dans le processus de l'humification aux résines, cires et graisses.

[1] Beijerinck, *Archives néerl. des sc. nat. et exactes*, Série 2, 1904.
[2] Roger, L., et Vulquin, *Comptes rendus* (Paris) 1908, pag. 1504.
[3] Aschan, *Journ. für prakt. Chemie* (N. F.) Bd. 77, 1908, p. 172.

Formation de l'humus

Franck[1] en 1888 émit l'un des premiers l'idée que l'humus des forêts est une masse vivante traversée par de nombreux champignons qui désagrègent les substances organiques dans toutes les directions. Höveler[2] (1892) envisagea de même les champignons comme les principaux facteurs du procès de l'humification. D'après Kostystcheff[3] (1891) la formation des substances brunes de l'humus provient non seulement de l'activité des microorganismes, mais elle est due encore à l'oxydation des composés aromatiques du carbone par l'oxygène de l'atmosphère. Les bactéries et les champignons contribuent à ce phénomène par la production d'une réaction alcaline.

Beijerinck[4] (1904) exprima l'opinion que la formation de l'humus fertile des champs et des bois est basée sur l'équilibre des oxydations et des réductions produites par les microorganismes. Si l'oxydation prédomine trop, l'humus peut disparaître ; mais, quand la réduction l'emporte, le sol perd sa fertilité par la formation de la tourbe. En outre, les matières dégradées par les microbes subissent encore des réactions de nature purement chimique.

Le même auteur[5] (1900) attribue dans le procès de l'humification un rôle important aux Actinomycètes, particulièrement au *Streptothrix chromogena*, qui forme, selon Beijerinck, la quinone, de la formule $C_6H_4O_2$, laquelle appartient, d'après la nomenclature de Schönbein, aux ozonides ou agents oxydants. La quinone avec le ferrisaccharure qui, chacun pris à part, n'ont aucune action sur la tyrosine, donnent ensemble avec celle-ci, dans une solution neutre, une coloration rouge, et dans une solution faiblement alcaline une couleur noire. La quinone et le ferrisaccharure présentent donc à ce point de vue la même propriété que le ferment oxydant, la tyrosinase. Beijerinck suppose que d'autres oxydations se font par la même voie, grâce à la quinone ; il considère le *Streptothrix chromogena* comme agent oxydant, agissant même à une certaine distance.

[1] Frank, B., *Ber. der deutsch. botan. Gesellschaft* Bd. 6. 1888, pag. 263.
[2] Höveler, W., *Jahrb. f. wissenschaft. Botanik* Bd. 24, 1892, p. 290.
[3] Kostystcheff. *Ann. agron.* Bd. 17. 1891. p. 17.
[4] Beijerinck, M., *Archives neerl* (2) Progr 1904, p. VIII.
[5] Beijerinck, M., *Zentralblatt für Bakter.* Bd. VI. 1900. pag. 5.

D'après Koning [1] (1904), les *Streptothrix chromogena* ne joue pas un rôle efficace dans le procès de l'humification proprement dite; il ne l'a jamais trouvé dans l'humus foliaire; il est au contraire très fréquent dans le voisinage des racines *Quercus*, *Fagus*, *Calluna* et *Erica*, où il vit en saprophyte. Nos expériences confirment l'opinion de Koning; le *Streptothrix chromogena* n'exerce pas d'action désagrégeante sur la cellulose; son rôle est réduit à la production d'une substance oxydante, que nous supposons être la tyrosinase.

Koning fit l'étude des champignons isolés des feuilles mortes, et en particulier de *Trichoderma Koningii* Oud. et de *Cephalosporium Koningii* Oud. L'auteur les cultiva sur des feuilles de *Quercus* et *Fagus*. Les feuilles furent stérilisées avec un peu d'eau et inoculées de *Trichoderma Koningii* et *Cephalosporium Koningii*. Au bout de quelques semaines, les feuilles avaient disparu et le liquide contenait NH_3; additionné de potasse caustique et de NH_3, il devenait foncé comme les substances provenant de l'humus, ce qui ne se produisait guère sur les feuilles non inoculées. L'analyse microchimique des feuilles en voie de décomposition, faite par Koning, montra que les pectines et les celluloses disparaissent, ce qui est décelé par la réaction à l'hématoxyline [2] pour les pectines, et par la réaction du chlorure de zinc iodé pour la cellulose. La réaction sur le bois, au moyen de la phloroglucine, cesse également, bien que les vaisseaux et les parois cellulaires lignifiés soient encore parfaitement reconnaissables au microscope. L'auteur en conclut que ce que nous appellons du « bois » ne réagit pas comme tel sur la phloroglucine; mais que ce bois contient une certaine substance qui se perd par la décomposition et sert probablement de nourriture aux champignons, à moins qu'elle ne soit transformée par ces organismes. Koning inocula les cultures de cellulose, sous forme de papier à filtrer, par plusieurs champignons de l'humus : *Trichoderma Koningii*, *Penicillium humicola*, *Penicillium geophilum*, *Penicillium xylraticum* et *Alternaria humicola*; tous ces champignons se développèrent très bien. Le papier à filtrer était humecté d'eau et additionné de traces de nitrate d'NH_3; les champignons n'avaient donc à leur disposition aucune autre source de carbone que le papier; Koning suppose qu'ils secrètent de la cytase, appelée aussi cellulase, qui leur permet aussi d'utiliser la cellulose comme nourriture. Le liquide de cultures donne une réaction faible

[1] Koning, *Archives néerlandaises des sc. ex. et nat.*, sér. 2, vol. 9, 1904.
[2] Voir Koning : *Arch. néerl. des sc. ex. et nat.*, sér. 2, vol. 9, p. 40, 1904.

25/3/58

avec la liqueur de Fehling, ce qui l'amène à conclure, qu'il se forme du sucre comme produit intermédiaire. Koning prétend que les Hyphomycètes sont beaucoup plus importants pour le procès de l'humification que les Bactéries; et que, dans l'humus, la transformation des feuilles s'opère probablement sous l'influence de champignons spécifiques.

Désagrégation de la cellulose

La dégradation de la cellulose joue un rôle important dans le procès de l'humification; c'est pour cette raison que nous mentionnerons ici les travaux faits dans cette direction. L'étude de la fermentation de la cellulose fut abordée, au début, d'une façon indirecte. En 1850 Mitscherlich[1] observa que les membranes cellulosiques de la pomme de terre sont détruites après un séjour dans l'eau. Il attribua cette action aux vibrions qu'on trouve en grande quantité dans le sol. En 1865, Trécul[2] décrivit un bacille qu'il trouva dans les membranes végétales en macération. Ce bacille se colore en bleu par l'iode, il le nomma *Amylobacter*; mais il ne s'agissait pas d'une espèce pure.

En 1877-79, Van Tieghem[3] publia ses travaux sur la fermentation de la cellulose par l'Amylobacter. L'Amylobacter de Van Tieghem n'était naturellement pas une espèce pure. Dans les expériences sur l'Amylobacter, Van Tieghem se servit de tissus végétaux en macération, et nullement de cellulose typique. Le résultat de ses expériences montra que l'Amylobacter dissout les jeunes tissus; les parenchymes plus anciens, les tissus lignifiés et subérifiés s'opposent au contraire à l'action de l'Amylobacter. A partir de ce moment, on considéra l'Amylobacter de Van Tieghem comme « ferment de la cellulose », — sans préciser exactement quelle était la cellulose dont il s'agissait.

En 1875, Popoff[4] étudia la fermentation de la cellulose non pas en elle-même, mais comme partie d'autres fermentations. L'auteur supposa que cette fermentation se fait suivant la formule :

$$2C_6H_{10}O_5 = 5CO_2 + 5CH_4 + 2C$$

[1] Mitscherlich, *Monatsber. der Berl. Akad.*, 1850.
[2] Trécul, *Comptes rendus*, T. LXI, 1865; T. LXV, 1867.
[3] Van Tieghem, *Comptes rendus* (Paris), T. LXXXVIII et T. LXXXIX.
[4] Popoff, *Arch. für die ges. Physiologie*, Bd. X, 1875.

et admit que la présence de l'hydrogène, que l'analyse des gaz démontra, était provoquée par la fermentation butyrique.

En 1880 apparut la série des travaux de Tappeiner[1] sur la dégradation de la cellulose dans les canaux digestifs des herbivores. Pour ses expériences, Tappeiner se servit de papier et de ouate dans une solution riche en matières protéiques ; la fermentation était provoquée par l'introduction d'un morceau du premier estomac des herbivores. La fermentation était énergique, avec formation d'acides et des gaz, et, suivant les conditions de l'expérience, il y avait : fermentation hydrogénée ou fermentation méthanique, ou même les deux ensemble ; dans ce dernier cas, c'était la fermentation méthanique qui prédominait.

L'étude de la fermentation méthanique de la cellulose fut reprise en 1886 par Hoppe-Seyler[2] au point de vue chimique. Hoppe-Seyler employa un flacon de 1101 cm³, dans lequel il introduisit 25,773 gr. de papier à filtrer et 700 cm³ d'eau ; le tout fut infecté par de la terre de marécage. Le flacon était fermé par un bouchon de caoutchouc, traversé d'un tube de verre plongeant dans un bain de mercure. Il fut laissé à la température ordinaire pendant quatre ans, et protégé contre la lumière par une enveloppe de papier noir. Le développement le plus fort des gaz se produisit pendant les deux premières années, et cessa presque à la fin de la quatrième année. Hoppe-Seyler fit 95 analyses des gaz et il obtint au total 3281 cm³ de CO_2 et 2571 cm³ de CH_4. Hoppe-Seyler ne trouva point d'acides, c'est pourquoi il conclut que les acides, observés par Van Tieghem et Tappeiner, ne pouvaient être que des produits intermédiaires. Selon Hoppe-Seyler, le mécanisme de la dégradation de la cellulose serait le suivant :

1re phase : Hydratation de la cellulose et formation d'une hexose :

$$C_6H_{10}O_5 + H_2O = C_6H_{12}O_6$$

2me phase : Dislocation de cet hydrate de carbone en CH_4 et CO_2 et probablement, formation des produits intermédiaires :

$$C_6H_{12}O_6 = 3CO_2 + 3CH_4$$

Hoppe-Seyler n'étudia point cette fermentation au point de vue bactériologique, il indiqua cependant que la fermentation ne se produisait énergiquement que dans la solution renfermant des bactéries sous forme

[1] Tappeiner, *Ber. der deutsch. chem. Ges.* Bd. XV, 1882, et Bd. XVI, 1883.
[2] Hoppe-Seyler, *Zeitschr. für physiologische Chemie*, Bd. X, 1886.

de bâtonnets ou des globules, qui, comme grandeur, ne diffèrent pas de l'Amylobacter de Van Tieghem. En 1890, Van Senus[1] observa au microscope les changements dans l'ouate et les coupes des tissus végétaux, sous l'influence des microbes pris dans l'eau des marécages. Van Senus attribua à deux microbes cette action dissolvante sur la cellulose; en particulier à l'Amylobacter et à un bacille qu'il isola de l'estomac d'un lapin. D'après Van Senus, il n'existe pas de fermentation méthanique de la cellulose; selon lui, la cellulose serait dégradée en H_2, CO_2 et acide acétique; H_2 agirait sur l'acide acétique et le réduirait au stade aldéhyde et alcool — et enfin en hydrocarbure.

Omelianski fut le premier qui jeta la lumière sur le processus de la fermentation cellulosique. Le 4 novembre 1895 à la séance de l'Académie des Sciences de Paris, Omelianski[2] communique qu'il avait trouvé le bacille spécifique de la cellulose, et que l'Amylobacter de Van Tieghem en culture pure ne produit aucune action sur la cellulose. En 1902, Omelianski[3] publia l'ensemble de ses travaux sur la fermentation cellulosique. En premier lieu, il constata deux processus dans la fermentation de la cellulose: la fermentation hydrogénée et la fermentation méthanique. Comme matériel d'infection, il s'était servi des excréments de cheval et de terre de marais. Dans les deux cas il obtient des gaz: H et CH_4, en outre H_2S et CO_2. Pour isoler les bactéries spécifiques de la fermentation de la cellulose, Omelianski étudia la méthode de Winogradski, qui consiste à imaginer les conditions et le milieu qui sont les plus favorables au développement en grande quantité des microorganismes spécifiques, tous les autres périssent peu à peu. Omelianski se servit de flacons à long col; il les remplit de solution jusqu'au bouchon qui était traversé par un tube recourbé, et qui plongeait dans une même solution ou dans du mercure. La composition de la solution nutritive était la suivante:

Phosphate de potassium	1 gr.
Sulfate de Mg	0,5 »
Sulfate ou phosphate d'NH_3	1 »
Trace de chlorure de sodium.	
Eau	1000 gr.

[1] Van Senus, *Bijdrage tot de Kennis der cellulose gisting*, Leiden 1890. *Koch's Jahresb.* 1890.

[2] Omelianski, *Comptes rendus* (Paris), 1895.

[3] Omelianski, *Ueber die Gärung der Zellulose. Centralbl. der Bakt.* Bd. VIII, p. 225.

Comme cellulose, il avait employé du papier à filtrer coupé en morceaux. Dans plusieurs flacons, les sels NH_3 furent remplacés par 0,5 % d'asparagine ou 0,1 % de peptone. La température des expériences fut maintenue à 34°-35° C., et pendant la durée de l'expérience il fallut continuellement ajouter de la craie pour que la fermentation ne s'arrêtât pas. Ceci s'explique par le fait que les acides formés pendant la fermentation doivent être neutralisés. La fermentation ne commença qu'au bout d'une semaine et quelquefois il fallut l'attendre plus d'un mois. Les premiers flacons furent infectés par la terre de la vase prise à l'embouchure de la petite Newska ; les séries suivantes furent ensemencées par plusieurs gouttes de la solution du premier flacon. Le commencement de la fermentation fut marqué par l'apparition des bulles de gaz et la solution devint trouble, le papier subit des changements ; quelquefois, de petites taches apparaissent, en produisant des trous plus ou moins grands ; d'autre fois, de petits pores se formaient sur le papier ; ou enfin toute la masse du papier devenait gélatineuse et se désagrégeait en fibres. La couleur du papier et de la solution devint jaune-brun.

L'expérience montra qu'on obtient toujours comme règle la fermentation méthanique ; mais en chauffant la première culture pendant 15 minutes à 75°C., on obtient la fermentation hydrogénée. Le changement de composition de la solution n'a pas d'influence sur la nature de la fermentation. La fermentation méthanique se développe au bout d'une semaine, tandis que la fermentation hydrogénée ne le fait qu'au bout de 3-4 semaines, en chauffant les cultures à 75° C. Omelianski est arrivé à séparer les deux fermentations.

Les bacilles de deux fermentations ne diffèrent presque pas morphologiquement : celui de la fermentation méthanique est plus petit. Ni l'un ni l'autre ne se colorent en bleu par l'iode. La quantité de cellulose désagrégée est la même pour les deux fermentations. En ajoutant de la solution fraiche pendant la durée de l'expérience, Omelianski est arrivé à désagréger 96,24 % de cellulose. Les produits ultimes de la fermentation hydrogénée étaient H_2, CO_2 et les acides : butyrique, acétique, valérianique et trace d'acide formique ; dans la fermentation méthanique, Omelianski trouva CH_4 et CO_2 et comme acides, surtout l'acide butyrique et l'acide acétique. La liqueur de Fehling ne donna pas de réaction avec la solution filtrée de cultures. Omelianski ne trouva non plus aucune trace d'alcool.

L'auteur admet que, dans la nature, il y a bien d'autres organismes

qui interviennent pour désagréger la cellulose; pourtant les bacilles qu'il a trouvés resteront toujours spécifiques pour cette fermentation.

Van Iterson[1] (1904) distingue quatre manières par lesquelles la désagrégation de la cellulose se passe :

1° par les bactéries anaérobies,
2° » » » dénitrifiantes,
3° » » » aérobies,
4° » » moisissures.

Les bactéries dénitrifiantes agissent en milieu anaérobie ou avec faible accès d'oxygène, bien qu'elles soient aérobies. Comme milieu de culture, Van Iterson se servit de la soluton suivante :

Nitrate de potassium ..... 0,25 gr.
Phosphate de potassium ..... 0,05 » } papier à filtrer... 2 gr.
Eau, ... 100 gr.

La culture fut infectée par du matériel en putréfaction. Le flacon, rempli jusqu'au col pour empêcher l'accès de l'air, fut maintenu à 35° C. Au bout de 12 jours, la fermentation fut très forte ; en 15 jours les nitrates et les nitrites disparurent; Van Iterson décanta alors la solution et y ajouta une solution fraiche de la même composition que la précédente. L'action des bactéries devient de plus en plus forte; c'est ainsi que dans un volume de 500 cm³ de solution avec 36 gr. de nitrate de potassium, Van Iterson arriva à désagréger 8 gr. de cellulose en un mois. La quantité théorique de nitrate nécessaire est de 24 gr. ; la quantité plus grande employée s'explique par la perte qu'on obtient en décantant le liquide.

Van Iterson suppose que les bactéries dénitrifiantes désagrègent la cellulose suivant la formule :

$$5\,C_6H_{10}O_5 + 24\,KNO_3 = 24\,KCO_3 + 12\,N_2 + 6\,CO_2 + 13\,H_2O$$
$$C_6H_{10}O_5 + 8\,KNO_2 = 4\,KHCO_3 + 2\,K_2CO_3 + 4\,N_2 + 3\,H_2O$$

Comme cellulose on peut employer, outre le papier à filtrer, l'ouate, le lin ou la toile ; avec la tourbe et les copeaux de bois, la dénitrification ne marche pas. Pendant la dénitrification, on voit le papier à filtrer se couvrir des taches d'un jaune-orangé et peu à peu il se dégagrège en

[1] Van Iterson, *Die Zersetzung der Cellulose durch aerobe Mikroorganismen Centralbl für Bakter.* XI, Bd. 1904, N° 23.

fibrilles; il reste pourtant de petites fibrilles de cellulose non désagrégée. Van Iterson n'isola pas les bactéries dénitrifiantes en culture pure : il travailla avec un mélange de bacilles, spirilles, infusoires, monades et amibes. Dans le procès de dénitrification, la cellulose sert de source de carbone pour les bactéries; elle joue le même rôle dans le phénomène opposé de la dénitrification. D'après Van Iterson, le processus qui se produira dans le sol dépend, en premier lieu, de l'aération; les deux procès peuvent se passer dans deux particules de terre très voisines, et conduire tous deux à la disparition de la cellulose. Pour les microbes aérobies, Van Iterson employa la solution minérale suivante :

Chlorure d'NH$_4$	0,1	gr.
Phosphate de potassium	0,05	»
Papier	2	»
Craie	2	»
Eau	100	»

La température de l'expérience était de 28°-35° C. Comme matériel d'infection, il employa l'eau du fossé ou de marais; les spirilles se développèrent en premier lieu, puis des bacilles, microcoques et enfin des infusoires, amibes et champignons. Van Iterson ne réussit pas à isoler les bactéries agissant sur la cellulose. Dans une autre culture, infestée par de l'humus et des feuilles sèches, il obtint surtout un microcoque et le *Bacillus ferrugineus*, qui fut cultivé en culture pure. Le Bacillus ferrugineus se développe sur cellulose déjà au bout de trois jours; il est de couleur brune, très mobile et sécrète une gelée. L'auteur lui attribua un rôle important dans la désagrégation de la cellulose. Pour étudier les moisissures de l'humus, Van Iterson laissa ouverts pendant 24 heures au jardin des flacons avec le milieu de culture; on les infecta par de l'humus. En 12 heures, sur une surface de 275 cm^2 dans les flacons ouverts à l'air au jardin, il obtint 152 colonies de champignons; désagrégeant la cellulose; parmi ces champignons, il en trouva 35 espèces différentes.

La composition du milieu de culture était la suivante :

Nitrate d'NH$_4$	0,05	gr.
Phosphate de potassium	0,05	»
Papier	2	»
Eau	100	»

25/3/58

Les champignons étaient isolés en culture pure. L'action de certaines espèces était très forte ; au bout de six mois, la cellulose disparaissait complètement.

Parmi les plus forts désagrégeants, Van Iterson signala : *Mycogone puccinoides*, *Trichocladium asperum*, *Stenophyllum macrosporoideum*, *Chætomella horrida*, *Botrytis vulgaris* et *Epicoccus purpurascens*.

En 1905, à la séance de la Société Helvétique du [illegible] septembre, à Lucerne, Schellenberg[1] fit une communication sur la dissolution des celluloses par les champignons. Schellenberg prétend qu'aucun des champignons étudiés n'a la faculté de dissoudre la vraie cellulose ; cependant quelques-uns d'entre eux parviennent à décomposer plusieurs formes des hémicelluloses. La résistance des celluloses à l'action dissolvante des champignons n'est pas en rapport avec leur résistance aux acides : elle dépend plutôt, d'après Schellenberg, de la constitution moléculaire et notamment des conditions d'isomérie. Schellenberg signala une spécificité de certains champignons pour certaines formes d'hémicellulose. Le champignon dissout l'hémicellulose donnée, en sécrétant un ferment spécifique pour cette hémicellulose. Il est à regretter que Schellenberg ne donnât pas les noms des champignons étudiés et ne décrivit pas les expériences qui le conduisirent à ces intéressants résultats.

L'étude faite par d'autres auteurs montra que certains champignons sécrètent la cytase ; ainsi Kohnstamm[1] constata l'action désagrégeante du suc extrait du champignon *Merulius lacrymans* sur la cellulose. Went[2] (1901) trouva la cytase chez *Monila sitophila*. Ce champignon se développe très bien sur du papier à filtrer ; l'auteur ne trouvant pas trace de sucre dans les cultures sur cellulose, il en conclut que celui-ci se formant, le champignon le digère momentanément. Cette manière de voir était confirmée par le fait que dans la solution de culture ajoutée d'un peu de toluol, la réaction de Fehling apparaissait au bout de trois jours.

[1] Schellenberg, *Verhandl. der schw. naturforsch. Gesellsch.* 1906-08, *Jahresversaml.* in Luzern, pag. 48.

[1] Kohnstamm, *Beih. zum bot. Zentralbl.* Bd. 10, pag. 20, 1901

[2] Went, *Centralbl. für Bakt.* Bd. 7, pag. 544, 1901.

Odeur du sol

Berthelot et André[1] attribuèrent l'odeur du sol à un corps aromatique neutre se volatilisant avec la vapeur d'eau. Ils pensèrent que cette substance n'est ni un alcali, ni un acide, ni un aldéhyde. En solution concentrée, elle se laisse précipiter par le carbonate de potassium avec formation d'un caillebau résineux.

Par contre, Rullmann[2] (1896) et Heinze[3] (1910) prétendent que *Cladothrix odorifera*, cultivé dans du bouillon ou dans l'urine, peut répandre la même odeur caractéristique; de son côté Beijerinck[4] (1904) a mis cette odeur en rapport avec la présence du *Streptothrix chromogena*. Koning[5] (1904) constata que *Trichoderma Koningii* prend une part importante à la production de l'odeur du sol; dès que le mycélium est fortement développé, l'odeur se fait sentir, surtout en agitant le ballon où en le chauffant légèrement.

Les acides humiques en solution aqueuse ou faiblement alcaline ont d'ailleurs la même odeur et contiennent par conséquent la même substance. En inoculant le *Streptothrix chromogena* dans ces solutions, Koning observa que l'odeur devenait un peu plus forte. L'auteur attribue l'odeur de l'humus non pas à un seul, mais à plusieurs champignons.

Couleur de l'humus

D'après certains auteurs, la couleur brune de l'humus est une conséquence de la nature même de l'humification, qui conduit à l'enrichissement en carbone. Heinze[6] (1910) prétend que les microorganismes de l'humus enlèvent l'hydrogène et l'oxygène aux substances organiques mortes, dont ils augmentent la teneur en carbone, ce qui a pour effet de produire la couleur brune. Au contraire Löhnis[7] (1911) fait remar-

[1] Berthelot et André, *Comptes rendus* (Paris), T. 112.
[2] Rullmann, *Centralbl. für Bakt.* Bd. 2, 1891, pag. 116.
[3] Heinze, *Centralbl. für Bakt.* Bd. 26, 1910.
[4] Beijerinck, *Centralbl. für Bakt.* Bd. 6, 1900, pag. 2.
[5] Koning, *Arch. néerl.*, série 2, vol. 9, pag. 34, 1904.
[6] Heinze, *Centralbl. für Bakter.* Bd. 26, 1910.
[7] Löhnis, *Handb. der Landwirschaft. Bakter.* 1910, pag. 547.

quer à ce sujet que la couleur foncée n'est peut-être pas un signe de richesse en carbone ; ce n'est pas le cas pour certains dérivés du benzol qui jouent pourtant un rôle important parmi les substances de l'humus.

Une autre opinion affirme que la couleur de l'humus est due aux pigments foncés sécrétés par les microorganismes. Beijerinck[1] (1904) constata encore sous ce rapport l'importance du *Streptothrix chromogena* qui, en oxydant certaines substances, fait apparaître une couleur foncée. Van Iterson[2] (1904) signale le *Pyrenochæta humicola*, qui donne un pigment noir résistant aux alcalis et aux acides. Nos expériences confirment cette manière de voir par le fait que la plupart des champignons que nous avons étudiés donnent au milieu de culture une couleur plus ou moins foncée.

Désagrégation des substances humiques

Mülder[3] (1863) et Rosenberg-Lipinski[4] (1869) admettent que les bactéries et les moisissures prennent part à la décomposition de l'humus ; ainsi l'extrait de la terre humique laissé à l'air et sous l'influence des microorganismes devient incolore. Par contre Hoppe-Seyler[5] (1889) prétend qu'aucun microorganisme n'est en état de décomposer les substances humiques. Hoppe-Seyler donne comme preuve que les substances végétales et même la cellulose se conservent très bien dans les tourbières et dans la houille. D'après lui, les substances humiques en composition avec le fer, le magnésium et le calcium constituent un milieu défavorable aux microorganismes. Les expériences de Reinitzer[6] (1900) confirment l'opinion d'Hoppe-Seyler. Reinitzer avait extrait les substances humiques par une solution d'NH_3 dilué, à 30°-40° C ; la solution filtrée fut évaporée. Le résidu dissout dans l'NH_3 fut filtré, puis précipité par HCl, le précipité lavé, puis dissout dans l'NH_3, dont l'excès fut évaporé au bain-marie. Dans la solution abandonnée à l'air, il ne se développa que *Penicillium crustaceum* au bout de 10 jours.

[1] Beijerinck, *loc. cit.*
[2] Van Iterson, *loc. cit.*
[3] Mülder, *Chemie der Ackerkrume*, Bd. I, pag. 320, 1863.
[4] Rosenberg-Lipinski, *Der prakt. Ackerbau*, 3 Aufl. 1869, Bd. I, pag. 493.
[5] Hoppe-Seyler, *Zeitschr. für physiol. Chemie*, Bd. 13, 1889.
[6] Reinitzer, *Botan. Zeitung*, 1900, pag. 58.

Odeur du sol

Berthelot et André[1] attribuèrent l'odeur du sol à un corps aromatique neutre se volatilisant avec la vapeur d'eau. Ils pensèrent que cette substance n'est ni un alcali, ni un acide, ni un aldéhyde. En solution concentrée, elle se laisse précipiter par le carbonate de potassium avec formation d'un anneau résineux.

Par contre, Rullmann[2] (1896) et Heinze[3] (1910) prétendent que *Cladothrix odorifera*, cultivé dans du bouillon ou dans l'urine, peut répandre la même odeur caractéristique; de son côté Beijerinck[4] (1904) a mis cette odeur en rapport avec la présence du *Streptothrix chromogena*. Koning[5] (1904) constata que *Trichoderma Koningii* prend une part importante à la production de l'odeur du sol; dès que le mycélium est fortement développé, l'odeur se fait sentir, surtout en agitant le ballon où en le chauffant légèrement.

Les acides humiques en solution aqueuse ou faiblement alcaline ont d'ailleurs la même odeur et contiennent par conséquent la même substance. En inoculant le *Streptothrix chromogena* dans ces solutions, Koning observa que l'odeur devenait un peu plus forte. L'auteur attribue l'odeur de l'humus non pas à un seul, mais à plusieurs champignons.

Couleur de l'humus

D'après certains auteurs, la couleur brune de l'humus est une conséquence de la nature même de l'humification, qui conduit à l'enrichissement en carbone. Heinze[6] (1910) prétend que les microorganismes de l'humus enlèvent l'hydrogène et l'oxygène aux substances organiques mortes, dont ils augmentent la teneur en carbone, ce qui a pour effet de produire la couleur brune. Au contraire Löhnis[7] (1911) fait remar-

[1] Berthelot et André, *Comptes rendus* (Paris), T. 112.
[2] Rullmann, *Centralbl. für Bakt.* Bd. 2, 1891, pag. 116.
[3] Heinze, *Centralbl. für Bakt.* Bd. 26, 1910.
[4] Beijerinck, *Centralbl. für Bakt.* Bd. 6, 1900, pag. 2.
[5] Koning, *Arch. néerl.*, série 2, vol. 9, pag. 34, 1904.
[6] Heinze, *Centralbl. für Bakter.* Bd. 26, 1910.
[7] Löhnis, *Handb. der Landwirschaft. Bakter.* 1910, pag. 547.

quer à ce sujet que la couleur foncée n'est peut-être pas un signe de richesse en carbone ; ce n'est pas le cas pour certains dérivés du benzol qui jouent pourtant un rôle important parmi les substances de l'humus.

Une autre opinion affirme que la couleur de l'humus est due aux pigments foncés sécrétés par les microorganismes. Beijerinck[1] (1904) constata encore sous ce rapport l'importance du *Streptothrix chromogena* qui, en oxydant certaines substances, fait apparaître une couleur foncée. Van Iterson[2] (1904) signale le *Pyrenochæta humicola*, qui donne un pigment noir résistant aux alcalis et aux acides. Nos expériences confirment cette manière de voir par le fait que la plupart des champignons que nous avons étudiés donnent au milieu de culture une couleur plus ou moins foncée.

Désagrégation des substances humiques

Mülder[3] (1863) et Rosenberg-Lipinski[4] (1869) admettent que les bactéries et les moisissures prennent part à la décomposition de l'humus ; ainsi l'extrait de la terre humique laissé à l'air et sous l'influence des microorganismes devient incolore. Par contre Hoppe-Seyler[5] (1889) prétend qu'aucun microorganisme n'est en état de décomposer les substances humiques. Hoppe-Seyler donne comme preuve que les substances végétales et même la cellulose se conservent très bien dans les tourbières et dans la houille. D'après lui, les substances humiques en composition avec le fer, le magnésium et le calcium constituent un milieu défavorable aux microorganismes. Les expériences de Reinitzer[6] (1900) confirment l'opinion d'Hoppe-Seyler. Reinitzer avait extrait les substances humiques par une solution d'NH_3 dilué, à 30°-40° C ; la solution filtrée fut évaporée. Le résidu dissout dans l'NH_3 fut filtré, puis précipité par HCl, le précipité lavé, puis dissout dans l'NH_3, dont l'excès fut évaporé au bain-marie. Dans la solution abandonnée à l'air, il ne se développa que *Penicillium crustaceum* au bout de 10 jours.

[1] Beijerinck, *loc. cit.*
[2] Van Iterson, *loc. cit.*
[3] Mülder, *Chemie der Ackerkrume*, Bd. I, pag. 320, 1863.
[4] Rosenberg-Lipinski, *Der prakt. Ackerbau*, 3 Aufl. 1869, Bd. I, pag. 493.
[5] Hoppe-Seyler, *Zeitschr. für physiol. Chemie*, Bd. 13, 1889.
[6] Reinitzer, *Botan. Zeitung*, 1900, pag. 58.

Pour hydrolyser les hydrates de carbone, Reinitzer a bouilli cette même solution pendant 1-2 heures avec une solution de HCl. Le résidu fut lavé, dissout dans l'NH_3 et évaporé. Et jamais un mycélium de champignon ne s'est développé sur les substances ainsi obtenues. Si on y ajoute 10% de sucre de canne, les Pénicilles se développent très bien. Reinitzer conclut que les substances humiques peuvent servir aux champignons de source d'azote, mais ne sont pas capables de leur fournir du carbone. Les expériences faites par Koning[1] (1904) confirment les résultats de Reinitzer ; le *Trichoderma Koningi* et *Cephalosporium Koningi* se développent très mal sur les acides humiques, ainsi que sur les extraits aqueux de la terre, à moins qu'on ne leur ajoute du carbone sous forme assimilable.

Berthelot et André[2] (1903) constatèrent que les acides humiques ainsi que l'extrait alcalin de terre à l'état sec sont décomposés par la lumière et l'air avec dégagement de CO_2 et une transformation des substances solubles en une masse jaunâtre.

De même Nikitinski[3] (1902) trouva que l'acide humique et ses sels se décomposent en l'absence des microorganismes sous l'influence des agents physico-chimiques : chaleur, lumière, humidité et oxygène avec dégagement de CO_2. Cette décomposition n'a pas lieu en l'absence d'oxygène ; l'auteur suppose que c'est une simple oxydation du carbone de l'acide humique par l'oxygène de l'air. Cette oxydation se fait à basse et à haute température, mais elle est plus vive à haute température.

Nikitinski observa qu'en présence des microorganismes, l'oxydation de l'acide humique est deux fois plus rapide. Faisant l'étude de 30 espèces de bactéries et de quatre moisissures, il est arrivé aux mêmes résultats que Koning et Reinitzer ; c'est-à-dire que par lui-même l'acide humique ne peut servir aux microorganismes ni de source de carbone, ni de source d'azote, mais en présence d'un composé de carbone assimilable, il devient une source suffisante d'azote. Ceci dépend encore de la composition de l'acide humique ; ainsi l'azote sous forme de composés d'NH_3 est assimilé, tandis que les composés amides ne sont pas assimilables.

Nos expériences montrèrent de même que l'extrait aqueux de tourbe est un milieu peu favorable aux champignons.

[1] Koning, *loc. cit.*

[2] Berthelot et André, *Comptes rendus*, 1903, pag. 820.

[3] Nikitinski, *Jahrb. für wissenschaftl. Botanik*, Bd. 37, 1907, pag. 367.

Etude microbiologique des terres de bruyères et de tourbières

Les terres de bruyères proviennent du bois d'Onex près de Genève. Nous les avons prélevées aseptiquement en trois endroits à la profondeur de 15-20 cm. dans les bruyères mêmes et dans les terres à côté des bruyères. Pour prélever la terre, nous nous sommes servis de perce-bouchons, qui furent stérilisés dans une étuve à sec à la température de 150° C pendant 30 minutes et placés dans des cornets gris, également stérilisés à sec à 100° C pendant 30 minutes.

Au moment du prélèvement de la terre, le perce-bouchon sorti du cornet, fut encore passé à la flamme d'une lampe à alcool; la terre prélevée fut immédiatement renfermée dans des éprouvettes, préalablement stérilisées à 120° C pendant 20 minutes à l'autoclave dans des cornets en papier. Pour chaque endroit, nous avons employé un perce-bouchon particulier.

Les terres de tourbières de Sainte-Croix, près d'Yverdon, furent prélevées de la même façon que les terres de bruyères, avec différentes profondeurs de : 40 cm., 70 cm., 80 cm., 120 cm., 130 cm. et 150 cm.

Les terres de bruyères et de tourbières ainsi prélevées furent ensemencées dans des vases de Pétri sur les milieux suivants :

1° Pain.
2° Papier à filtrer avec solution de Raulin acide.
3° » » » » solution Detmer.
4° Bouillon artificiel agarisé.
5° Pâte de tourbe avec solution Detmer.
6° Extrait de tourbe agarisé.

Le milieu de pain fut préparé de la manière suivante : nous avons bouilli du pain avec de l'eau jusqu'à formation d'une pâte, qui fut répartie dans des vases de Pétri et stérilisée à 120° C pendant 20 minutes.

Le milieu de papier à filtrer était humecté de la solution nutritive de Detmer (Pflanzenphysiologisches Praktikum) ou de la solution de Raulin acide, dont la composition est la suivante :

Sucre candi.....	70 gr.	Carbonate de potassium	0,6 gr.
Acide tartrique....	4 »	Sulfate d'NH_3.....	0,25 »
Nitrate d'NH_3	4 »	Carbonate de Mg.....	0,06 »
Phosphate d'NH_3 ..	4 »	Eau.....	1500 »

Une feuille de papier à filtrer recouvrait le fond du vase de Pétri, elle était humectée d'une des solutions citées et stérilisées à 120° C. pendant 20 minutes.

Nous avons préparé le bouillon artificiel suivant la formule :

Peptone	5 gr.
Glycérine	5 »
Glucose	5 »
Eau	500 »

Le bouillon était neutralisé par le bicarbonate de soude et solidifié par 1 1/2 % d'agar; stérilisé comme les milieux précédents. Pour les milieux de tourbe, nous avons employé la tourbe du commerce. La pâte de tourbe avec la solution Detmer fut préparée de la manière suivante: la tourbe pulvérisée était bouillie pendant 1 heure jusqu'à formation d'une pâte épaisse, qui fut répartie dans des vases de Pétri, puis ajoutée de 5 cm³ de solution Detmer et stérilisée à 120° pendant 20 minutes.

Pour obtenir l'extrait de tourbe, nous avons bouilli la tourbe pendant 1 heure, puis pressé dans un linge; la solution jaune obtenue fut filtrée et additionnée de 1 1/2 % d'agar et de 2 % de saccharose; puis elle fut répartie dans des vases de Pétri et stérilisée comme plus haut.

Pour ensemencer les terres prélevées, nous avons procédé de deux manières :

1° Nous avons directement réparti des particules de terre sur les différents milieux au moyen d'un fil de platine flambé.

2° Nous avons dilué un peu de terre dans 15 cm³ d'eau stérilisée, et au moyen d'une pipette stérilisée, nous avons répandu 3-5 gouttes de cette solution dans chaque vase de Pétri.

Les cultures ensemencées furent maintenues à 25° C.

Nous avons préparé en outre des cultures anaérobies; pour ces cultures, nous avons employé des éprouvettes, avec de l'extrait de tourbe agarisé et du bouillon artificiel agarisé. Les éprouvettes furent placées dans un grand flacon, où l'on introduisit du pyrogallol et de la soude caustique dans les proportions suivantes : pour 100 cm³ de volume — 1 gr. de pyrogallol et 10 cm³ de soude caustique à 10 %. Le flacon fut fermé par un tampon d'ouate non dégraissée, puis par un tampon trempé dans du pyrogallol et enfin par un bouchon en verre, dont les bords furent paraffinés. Nous avons ensemencé en culture anaérobie seulement les terres de tourbière. Elles ont donné

deux espèces de bactéries n'ayant ni l'une ni l'autre aucune action sur la cellulose.

En culture aérobie, nous avons obtenu des bactéries, des levures et des champignons. Les bactéries se sont développées surtout sur milieu de pain, tandis que le développement des champignons s'est fait sur papier avec Raulin acide et sur extrait de tourbe agarisé. Les cultures de papier solution Detmer et de pâte de tourbe avec solution Detmer paraissent les moins favorables.

Les microorganismes obtenus furent triés en culture pure par la méthode des dilutions[1] sur du bouillon artificiel solidifié par 10 % de gélatine et sur l'extrait de tourbe avec 2 % de saccharose et 10 % de gélatine.

A partir des terres de bruyères, nous avons trié 70 espèces différentes de champignons, 3 espèces de levures et 22 espèces de bactéries. Les terres de tourbières ont donné 52 espèces de champignons et 25 espèces de bactéries. Nous avons seulement étudié et décrit les espèces offrant un intérêt au point de vue de la désagrégation de la cellulose; en négligeant les autres dont la plupart présentaient des *Penicillium*, des Mucorinées et des Bactéries butyriques.

Les champignons étudiés appartiennent surtout à la famille des Mucédinées; nous avons eu beaucoup de peine à les identifier à cause des descriptions incomplètes et l'insuffisance des dessins et des mesures.

Action des microorganismes des terres de bruyères et de tourbières sur la cellulose

Une fois les microorganismes en culture pure, nous les avons étudiés au point de vue de leur action sur la cellulose. La cellulose n'est pas un corps homogène, c'est un ensemble d'éléments qui constituent la membrane végétale. La chimie nous apprend que la cellulose est composée d'une série de corps; les corps de la base de la série ont une résistance beaucoup plus faible contre l'oxydation et l'hydrolyse, par exemple les hémicelluloses. Au point de vue de la

[1] Voir : Chodat, R. et Grintzesco, J. « Sur les méthodes de culture pure des Algues vertes ». Comptes-rendus du Congrès de botanique de Paris 1900.

résistance à l'hydrolyse et à l'oxydation, l'oxycellulose peut être placée entre les hémicelluloses et la cellulose pure. S'il s'agit de la fermentation, il faut envisager, pour chaque sorte de cellulose, un ferment spécifique. Les membranes végétales contiennent toutes les sortes de cellulose mélangées avec la pectose ; un matériel aussi inhomogène ne peut servir d'objet d'étude à la fermentation de la cellulose. Pour nos expériences, nous avons employé du papier à filtrer et de la cellulose purifiée. Pour obtenir cette dernière, nous avons dissout de l'ouate dans la solution cupro-ammoniacale de Schweitzer et l'avons précipitée par l'acide chlorhydrique de 50 %. — Le précipité obtenu fut lavé dans l'acide chlorhydrique dilué, pour lui enlever toute trace de cuivre ; il fut ensuite lavé à l'eau jusqu'à disparition de la réaction acide. A ce moment nous l'avons récolté sur des assiettes poreuses, nous l'avons séché et pulvérisé dans un mortier. La poudre blanche de cellulose pure ainsi obtenue fut directement employée pour les milieux de culture. — Les cultures avec papier à filtrer et avec cellulose purifiée furent préparées avec les 4 solutions suivantes :

Solution N° 1

De même composition que la solution employée par Omelianski et notamment :

Phosphate acide de potassium	1 gr.
Sulfate de Mg	0,5 gr.
Phosphate d'NH_3	1 gr.
Trace de Na Cl	
Eau	1000 gr.

Solution N° 2

La même composition que la précédente, sauf que le phosphate d'NH_3 fut remplacé par le nitrate d'NH_3.

Solution N° 3

De même composition que la solution N° 1 + 0,1 % de peptone de Witte.

Solution N° 4

Extrait de la tourbe de commerce ; la tourbe fut bouillie pendant une heure, pressée et filtrée. Pour nos expériences, nous avons pris des éprouvettes dans lesquelles nous avons introduit 15 cm^3. de solu-

tion et 2 bandes de papier à filtrer. Dans d'autres éprouvettes, nous avons introduit de la pâte de papier à filtrer, qu'on obtient en bouillissant le papier pendant 1 heure. Cette pâte fut additionnée de solutions citées plus haut.

Pour les cultures avec de la cellulose purifiée, nous avons pris 0,05 gr. de cellulose en poudre, pour 15 cm^3 ♂. de solution dans chaque éprouvette. Nous avons essayé aussi de cultiver nos microorganismes sur cellulose en culture anaérobie. Ces cultures étaient préparées dans de longs tubes remplis jusqu'aux $^3/_4$ de pâte de papier à filtrer avec solution N° 1 et N° 2 — et nous avons versé par dessus une couche d'huile de vaseline préalablement stérilisée. Les milieux de culture mentionnés avaient été stérilisés à 120° C. pendant 20 minutes et étaient inoculés par des cultures pures de tous les microorganismes.

Fig. 1. — Désagrégation des fibrilles de cellulose. (Examen au microscope).

Nous avons obtenu les meilleurs résultats de désagrégation de cellulose avec les solutions N° 1 et N° 2, tant pour le papier à filtrer que pour la cellulose purifiée.

La solution N° 3 favorise le développement de l'organisme, mais la désagrégation de la cellulose est beaucoup plus lente. La solution N° 4 est peu favorable tant au développement qu'à une action forte du microorganisme sur la cellulose. Il s'y développe seulement les microorganismes désagrégeant la cellulose; ceci prouve que l'extrait aqueux de tourbe ne peut servir lui-même de source de carbone.

Dans les cultures en anaérobiose, le développement des microorganismes est très faible, aucune action sur la cellulose ne se laisse apercevoir.

Les champignons que nous avons étudiés se développent dans les

cultures sur cellulose à la périphérie, formant un voile sur le liquide. Le papier à filtrer désagrégé tombe au fond de l'éprouvette et disparaît peu à peu. Ceci prouve que le champignon ne croissant pas directement sur le papier à filtrer doit sécréter un ferment pour désagréger celui-ci.

Le même phénomène se produit pour la poudre de cellulose purifiée. La désagrégation du papier à filtrer commence au bout de 3 jusqu'à 18 jours ; nous avons indiqué le commencement de la désagrégation pour chaque microorganisme au moment où la bande de papier tombait en morceaux. Pour la poudre de cellulose, il est impossible de préciser le moment où l'action devient visible.

Nous pouvons diviser en 3 catégories les microorganismes étudiés au point de vue de leur action sur la cellulose :

1° Les microorganismes désagrégeant la cellulose complètement.
2° » » » » fortement.
3° » » » » faiblement.

Ceci dit pour les cultures sur papier à filtrer ; il est beaucoup plus difficile d'observer ces différences pour la cellulose purifiée ; pourtant nous pouvons de même distinguer pour celle-ci une désagrégation complète, forte et faible.

Avec les microorganismes qui désagrègent complètement la cellulose, le milieu de culture devient presque clair, le papier à filtrer ou la poudre de cellulose disparaît, et il ne reste que des particules de cellulose non désagrégée qu'on retrouve à l'examen microscopique mais qui sont invisibles à l'œil nu. Dans la désagrégation forte, le papier à filtrer est désagrégé en petites fibrilles, qu'on aperçoit à l'œil nu (fig. N° 1). — Enfin dans la désagrégation faible, les bandes de papier à filtrer tombent en morceaux et sont désagrégés en fibres (fig. 2).

Il est clair que les organismes, attaquant le papier à filtrer et ne se développant point sur la cellulose purifiée, ne désagrègent que les hémicelluloses.

Outre l'observation au microscope des changements qui se produisent dans les cultures sur cellulose, nous avons fait des réactions avec le chlorure de zinc iodé, avec la liqueur de Fehling et la recherche d'alcool. Dans les cultures où la désagrégation est complète, la réaction de chlorure de zinc iodé n'a pas lieu ; dans une désagrégation forte, les fibrilles désagrégées se colorent en rouge par le chlorure de zinc iodé. Enfin dans la désagrégation faible, on obtient une couleur rouge-violacée.

Les solutions filtrées des cultures à désagrégation complète et forte

décolorent la liqueur de Fehling; ceci permet de constater qu'il se forme du sucre comme produit intermédiaire. Nous avons recherché l'alcool suivant la méthode de l'iodoforme : 10 cm^3 d'eau distillée avec 2 gr. de carbonate de Natrium et 0,1 gr. d'iode sublimé était chauffé à 60° C jusqu'à dissolution d'iode.

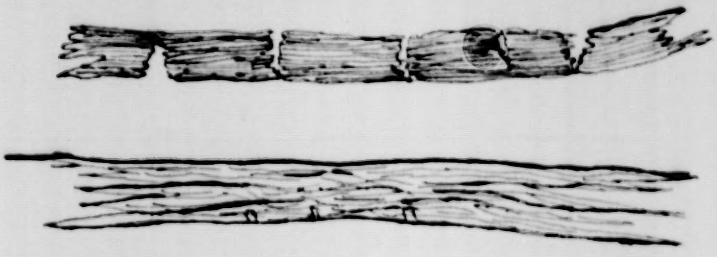

Fig. 2. — Désagrégation faible de la cellulose

Après refroidissement, il y a formation d'iodoforme si la solution contient de l'alcool ; on reconnait l'iodoforme à son odeur et à des cristaux caractéristiques, qu'on examine au microscope. — Par cette méthode, nous avons trouvé des traces d'alcool dans les cultures à désagrégation forte et complète.

La désagrégation produite ne fait pas changer la couleur de la cellulose ; cependant, la majorité des champignons étudiés donnent au milieu de culture sur cellulose une couleur foncée grâce aux pigments ou aux substances oxydantes secrétées, ou enfin à la couleur du mycélium même ou des spores. — Ce fait n'est pas sans importance pour l'explication de la couleur foncée de l'humus.

Avant de décrire à part et en détail chaque microorganisme, nous donnerons un tableau des résultats concernant la désagrégation de la cellulose pour les microorganismes provenant des terres de bruyères et ceux des terres de tourbière.

Microorganismes des terres de bruyères

Champignons

Acremoniella fusca (Kunze) Sacc. var. minor **(Corda)** Sacc = Acremonium fuscum β minus Corda (1837 Icones fung. page 11

DÉSAGRÉGATION DE LA CELLULOSE

II. Microorganismes des terres de tourbière.

COMPLÈTE		FORTE		FAIBLE		NULLE	
Papier à filtrer	Cellulose purifiée	Papier à filtrer	Cellulose purifiée	Papier à filtrer	Cellulose purifiée	Papier à filtrer	Cellulose purifiée
Monosporium humicolum *Monosporium ellipticum* *Mycelium candidum*	*Monosporium humicolum*	*Alternaria geophila* *Monosporium flavum* *Monosporium viridescens* *Monosporium subtile* *Monosporium reflexum* var. *viride* *Verticillastrum glaucum* *Dendrodochium gracile* *Monilia terrestris* *Monilia grisea* *Fusarium genevensis* *Mycelium terrestre* *Cilciopodium hyalinum*	*Alternaria geophila* *Monosporium viridescens* *Monosporium reflexum* var *viride* *Dendrodochium gracile* *Monosporium ellipticum* *Mycelium candidum* *Mycelium terrestre* *Cilciopodium hyalinum*	*Fusarium commutatum* *Monosporium glaucum* *Bacillus terrestris*	*Monosporium flavum* *Monosporium subtile* *Monilia terrestris* *Monilia grisea* *Fusarium genevense*	*Mortierella schizogena*	*Fusarium commutatum* *Verticillastrum glaucum* *Monosporium glaucum* *Bacillus terrestris* *Mortierella schizogena*

DÉSAGRÉGATION DE LA CELLULOSE

A. Microorganismes des terres de bruyères

COMPLÈTE		FORTE		FAIBLE		NULLE	
Papier à filtrer	Cellulose purifiée	Papier à filtrer	Cellulose purifiée	Papier à filtrer	Cellulose purifiée	Papier à filtrer	Cellulose purifiée
Verticillium cellulosæ *Sporotrichum olivaceum* *Verticillium glaucum* *Mycelium chlamydospo-rum*	*Verticillium cellulosæ* *Sporotrichum olivaceum*	*Acremoniella fusca* var. *minor* *Monosporium olivaceum* var. *major* *Mycelium granulatum* *Cylindrophora Hoffmanni* *Sordaria sylvatica* *Torula humicola* *Verticillium effusum* *Sporotrichum epigæum* var. *terrestre* *Fusarium candidum* *Fusarium albido-violaceum* *Pseudomonas cellulosæ*	*Verticillium glaucum* *Monosporium olivaceum* var. *major* *Fusarium candidum* *Mycelium chlamydospo-rum*		*Acremoniella fusca* var. *minor* *Cylindrophora Hoffmanni* *Sordaria sylvatica* *Verticillium effusum*		*Torula humicola* *Fusarium albido-violaceum* *Sporotrichum epigæum* var. *terrestre* *Mycelium granulatum* *Pseudomonas cellulosæ*

fig. 167). (1886 Saccardo, Syll. fung. vol. IV page 302). (1987 Rabenhorst Krypt. Fl. 2 Aufl. VIII. Abt. page 676).

Corda ne donne point de mesures ; nous avons identifié cette espèce d'après la description et le dessin donnés par Corda.

Mycélium jaune-brun, le gazon vert-olive ne s'élève guère au-dessus du milieu de culture que sous forme d'un velours très court. Le gazon se forme seulement sur milieu légèrement acide ; sur milieu neutre, le mycélium prend l'apparence d'une peau jaune et sécrète une gelée, qui emprisonne les filaments. — Cultivé sur bouillon artificiel agarisé, le champignon forme des cristaux d'oxalate de chaux sous forme d'octaèdres réguliers très abondants. Sur liquide de Raulin acide, le mycélium forme un voile bosselé blanc, puis jaune, qui se recouvre finalement des conidies d'un vert olive.

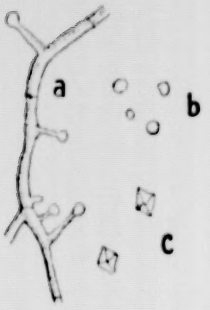

Fig. 3. — *Acremoniella fusca* : *a*, filament à conidies. — *b*, conidies. *c*, oxalate de calcium.

Les filaments sont couchés, ramifiés irrégulièrement, cloisonnés. La distance moyenne des cloisons est de 26,2 μ. Le diamètre des filaments mesure 2-4 μ. Les filaments sont bourrés de graisse. Les conidies naissent sur des ramuscules courts, simples, opposés ou alternes (fig. 3). Conidie solitaire, terminale, ronde jusqu'à légèrement elliptique, d'un vert olive pâle, mesurant de 2-4 μ et 4 sur 3 μ.

ACTION D'ACREMONIELLA FUSCA var. MINOR SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer Désagrégation.	Cellulose Purifiée
1	8 jours	très forte	Sur toutes les 4 solutions la désagrégation est très faible
2	6 jours	plus rapide que dans la solution précédente	
3	—	très faible	
4	—	faible	

Le champignon donne au milieu de culture sur cellulose une couleur jaune qui est due au mycélium.

25/3/58

Verticillium cellulosae Daszewska nov. spec.

Cette espèce peut être placée à côté de *Verticillium candelabrum* Bonorden, et diffère de celle-ci par la couleur verte des conidies.

Mycélium blanc rampant, gazon lâche vert-clair, de 1/2 cm. de hauteur. Ramifications opposées, filaments incolores, cloisonnés, de 3-6 μ de diamètre. Distance moyenne des cloisons = 21 μ. — Filaments fructifères ramifiés, les dernières ramifications portent des stérigmates renflés, dont 3-4 partent d'un même point, et au sommet de chaque stérigmate bourgeonne une spore ovale, légèrement verte, mesurant 4-6 μ sur 3-4 μ. — Les spores se ramassent en tas, formant des espèces de sphères. Les spores contiennent souvent une gouttelette de graisse. Dans les cultures sur cellulose et dans les vieilles cultures sur agar, on trouve des chlamydospores à protoplasma granuleux, disposées en chaines, mesurant, de 6-14 μ sur 6-10 μ. — Cette espèce se développe bien sur les milieux neutres, et mal sur les milieux acides.

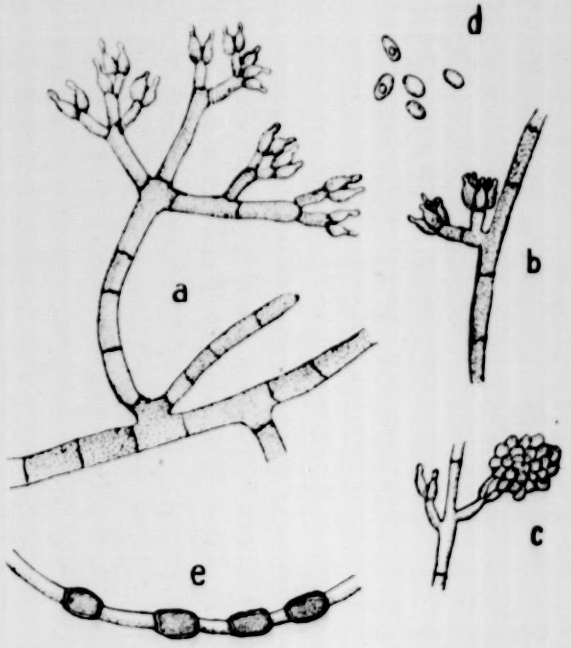

Fig. 4. — *Verticillium cellulosæ*. *a*, *b*, rameaux avec conidiophores. — *c*, amas de conidies. — *d*, conidies. — *e*, filament à chlamydospores.

ACTION DU VERTICILLIUM CELLULOSÆ SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	8 jours	complète	complète
2	8 jours	»	plus rap. qu'av. sol. 1
3	—	faible	faible
4	—	forte	faible

Cette espèce donne une coloration verte au milieu de culture liquide; cette coloration est due aux spores.

Verticillium glaucum Bonorden (1851 Handb. der allgem. Mycologie page 97, fig. 120). (1886 Saccardo, Syll. Fung. IV, page 157). (1895 Wehmer, Zur Kenntn. der einheim. Pilze II, 144 ff. Tab. 3, fig. 16-19). (Rabenhorst. Krypt. Fl. 2 Aufl. VIII Abt. page 328).

L'espèce que nous avons trouvée concorde le mieux avec le dessin donné par Wehmer.

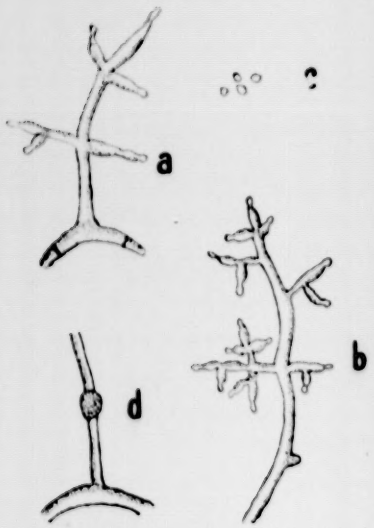

Fig. 5. — *Verticillium glaucum*. — *a*, *b*, filaments et conidiophores. — *c*, conidies. — *d*, filament et chlamydospore.

Mycélium blanc, le gazon devient vert au fur et à mesure que les conidies se forment. Au début vert-clair jusqu'à jaunâtre, devient dans les cultures plus âgées d'un vert très foncé. Filaments cloisonnés, ramifiés, incolores, de 3-6 μ de diamètre. La distance moyenne des cloisons est de 29,4 μ. — Les rameaux fructifères portent des stérigmates en forme d'ampoule, disposés en verticilles ou opposés; bourgeonnant au sommet une spore ronde jusqu'à légèrement ovale verte, mesurant en moyenne 2,5-3 μ. — Les stérigmates sont longs de 6-10 μ.

Il forme des chlamydospores surtout dans les cultures sur cellulose. Ces chlamydospores à protoplasma granuleux mesurent de 4-8 μ de diamètre.

ACTION DU VERTICILLIUM GLAUCUM SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	8 jours	complète	très forte
2	6 jours	plus rap. qu'av. sol. 1	»
3	—	forte	faible
4	—	forte	forte

Ce champignon donne au milieu de culture solide et liquide une couleur foncée ; cette couleur est beaucoup plus forte dans le milieu liquide à cause de la couleur foncée des conidies.

Sporotrichum olivaceum Fries (1832) Systema mycologicum III page 417. (1886 Saccardo, Syll. fung. IV vol., page 112). (Rabenhorst, Krypt. Fl. 2 Aufl. VIII Abt. page 204 — 1907.

Il est très difficile de l'identifier, parce que Fries ne donne ni dessin, ni mesures.

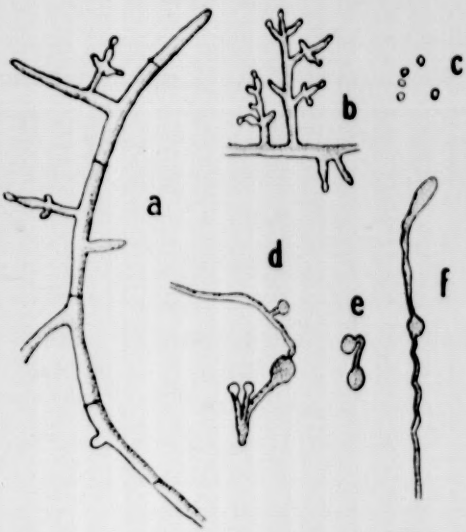

Fig. 6. — *Sporotrichum olivaceum* — *a, b,* filaments et conidiophores — *c,* conidies — *d,* filaments irréguliers

Mycélium blanc à filaments très serrés, gazon floconneux gris-olive. Filaments irrégulièrement ramifiés, cloisonnés, de 2-6 μ de diamètre. Rameaux fructifères alternes, se ramifient secondairement, 2-3 stérigmates sortent d'un même point et portent au sommet une seule spore, de couleur olive, ronde, pouvant même être légèrement elliptique, mesurant de 2-4 μ ; la grandeur la plus fréquente est de 3 μ. — Les conidies se réunissent en amas.

Dans les cultures sur cellulose, les filaments deviennent plus minces,

mesurent de 1 μ — 3 μ de diamètre, et forment sur leur trajet et aux extrémités des cellules arrondies à protoplasma hyalin, qui finalement se désarticulent

Elles mesurent de 4-8 μ.

La distance moyenne des cloisons dans les filaments est de 28,4 μ.

ACTION DU SPOROTRICHUM OLIVACEUM SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	7 jours	complète	complète
2	4 jours	»	»
3	—	très faible	faible
4	—	faible	»

Ce champignon donne une couleur presque noire aux milieux de culture tant solide que liquide.

Monosporium olivaceum Cooke et Mass (Grevillea XII page 78, 1887) var. **major**, nov. var.

Diffère de *Monosporium olivaceum* par des filaments incolores et des conidies un peu plus grandes.

Mycélium blanc rampant, filaments fertiles dressés, formant un gazon vert-olive. Ramification irrégulière, ramuscules fructifères alternes ou opposés, quelquefois réunis en groupe de deux ou trois. Conidie terminale, solitaire, ovale, légèrement verdâtre, mesurant de 6-10 μ de long sur 3-4 μ de large. — Le diamètre des filaments

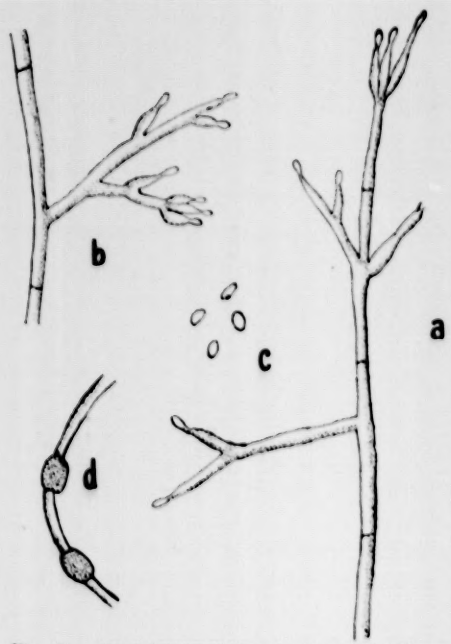

Fig. 7. — *Monosporium olivaceum*, var. *majus* Dazw. — *a*, *b*, conidiophores. — *c*, conidies. — *b*, chlamydospores.

25/3/58

est de 2-6 μ. La distance moyenne des cloisons est de 29,2 μ. — Dans les cultures sur cellulose on rencontre en grande abondance des chlamydospores. Les chlamydospores sont sphériques ou elliptiques, incolores, à membrane lisse mesurant de 7-12 μ de diamètre, remplies de protoplasma granuleux ; tantôt isolées, tantôt en séries plus ou moins étendues. Cette espèce se développe mal sur les milieux acides.

ACTION DU MONOSPORIUM OLIVACEUM var. MAJOR SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer Désagrégation.	Cellulose Purifiée Désagrégation.
1	7 jours	forte	forte
2	»	très forte	»
3	—	faible	très faible
4	—	»	faible

Mycelium chlamydosporum. — Cette espèce ne donne d'organes de reproduction sur aucun des milieux que nous avons essayés, notamment : pain, liquide de Raulin acide, bouillon artificiel agarisé, bouillon de viande gélatinisé, liquide de Detmer agarisé et milieu de cellulose. Le mycelium est blanc avec gazon de même couleur. Filaments cloisonnés, à ramifications alternes, mesurant de 2-6 μ de diamètre.

Distance moyenne des cloisons = 31 μ.

Les chlamydospores sont très abondantes, et forment des chaines sur le parcours des filaments.

Les chlamydospores mesurent de 10-12 μ.

ACTION DU MYCELIUM CHLAMYDOSPORUM SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer Désagrégation.	Cellulose Purifiée Désagrégation.
1	6 jours	complète	forte
2	4 jours	plus rap. qu'av. sol. 1	»
3	—	forte	très faible
4	—	forte	faible

Mycelium granulatum nov. spec. — Ce champignon ne forme point de spores sur aucun des milieux cités pour l'espèce précédente.

Mycélium blanc, filaments cloisonnés, à protoplasma très granuleux, formant des anastomoses. Ramifications irrégulières. Forme de nombreuses chlamydospores, aussi bien aux extrémités des filaments que sur leurs parcours. Les chlamydospores mesurent de 8-12 µ.

ACTION DU MYCELIUM GRANULATUM SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	15 jours	forte	Ne se développe sur aucune des solutions
2	12 jours	très forte	
3	—	très faible	
4	—	faible	

Cylindrophora Hoffmanni nov. spec. — Ce champignon paraît être identique à l'espèce dont Hoffmann donne le dessin dans Bot. Zeitung 1869, tab. 4, fig. 10. Mycélium blanc, rampant, les filaments s'accolent et s'élèvent le long des parois du flacon. Filamenst très longs, peu ramifiés, incolores, cloisonnés, remplis de gouttelettes de graisse.

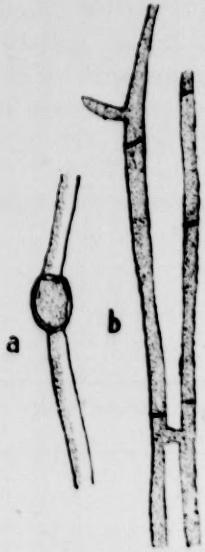

Fig. 8. — *Mycelium granulatum*. — *a*, chlamydospore. — *b*, filaments anastomosés.

Les rameaux fructifères sont courts, alternes, et portent au sommet une spore solitaire, cylindrique, arrondie aux deux bouts, incolore, mesurant de 6-12 µ de long sur 2-4 µ de large. Grandeur moyenne des conidies : 8 sur 3 µ.

Chaque conidie a 2 vacuoles ; au milieu se trouve le protoplasma plus dense. Les conidiophores sont non cloisonnés. La distance moyenne des cloisons dans les filaments est de 30,5 µ. Le diamètre des filaments = 2-6 µ. — Dans les cultures plus âgées, le mycélium forme des chlamydospores, remplies de protoplasma granuleux, mesurant de 6-10 µ de diamètre.

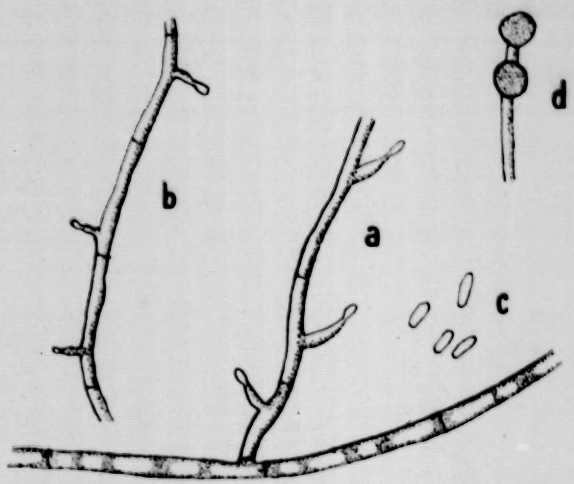

Fig. 9 — *Cylinprophora Hoffmanni* — *a, b,* conidiophores. — *c,* conidies — *d,* chlamydospores.

ACTION DU CYLINDROPHORA HOFFMANNI SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	7 jours	très forte	faible
2	5 jours	»	»
3	—	faible	très faible
4	—	forte	»

Sordaria sylvatica nov. spec. — Périthèces noirs en forme de bouteille, ne s'enfonçant pas dans le mycélium. Les périthèces mesurent de 500-800 μ de hauteur ; à la base larges de 200-300 μ ; au sommet larges de 50-60 μ. Les asques sont allongés, cylindriques, mesurant de 160-180 μ de long sur 12-16 μ de large.

L'asque contient 8 spores, ovales, noires à maturité, mesurant de 18-24 μ sur 10 μ. — Grandeur la plus fréquente de 20 μ sur 10 μ. — Il n'y a point des paraphyses. Le mycelium est blanc-grisâtre, formé de filaments enchevêtrés, cloisonnés, mesurant de 2-10 μ de diamètre. La distance moyenne des cloisons est de 25,6 μ. Avant de former le périthèce, les filaments se renflent.

Les périthèces se forment sur milieu légèrement acide et sur culture de cellulose.

ACTION DU SORDARIA SYLVATICA SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à filtrer	Cellulose purifiée
		Désagrégation.	
1	10 jours	forte	Se développe sur toutes les solutions faiblement
2	» »	»	
3	—	très faible	
4	—	faible	

Sordaria sylvatica donne au milieu de culture une couleur foncée due aux spores.

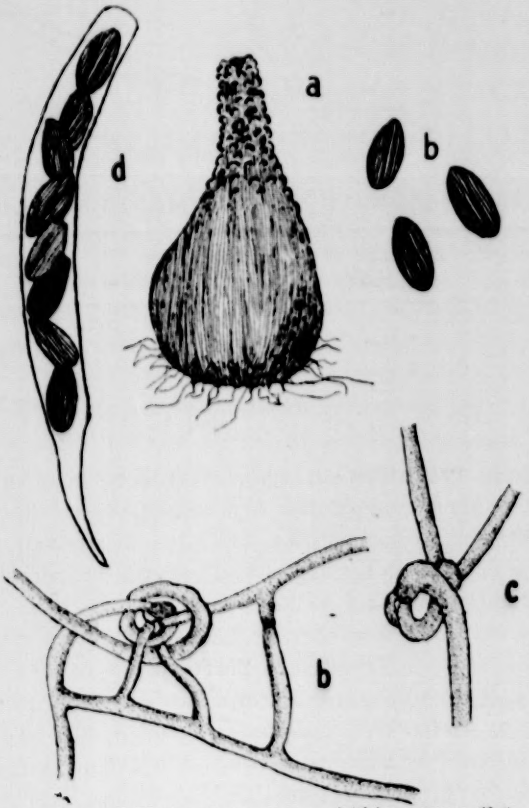

Fig. 10. — *Sordaria sylvatica*. — *a*, périthèce, gross. 62 *x*. — *b*, *c*, premier stade de formation du périthèce. — *d*, asque. — *e*, spores.

Torula humicola nov. spec. — Nous avons placé cette espèce dans le genre *Torula*, en nous basant sur la définition de Hansen (Alb. Klöcker, Die Gährungsorganismen, p. 292).

L'aspect de la culture rappelle les cultures de levure. Sur moût de raisin, il se forme une peau finement plissée. Le rendement en alcool est très faible (0,66 % d'alcool). Cultivé sur carotte et sur plaque de plâtre, ne donne pas de spores. Sur bouillon artificiel agarisé présente des cellules rondes et ovales, remplies de gouttelettes de graisse. Les cellules bourgeonnent, mais les jeunes bourgeons se désarticulent très facilement. Les cellules s'allongent à une des extrémités en tubes plus ou moins longs.

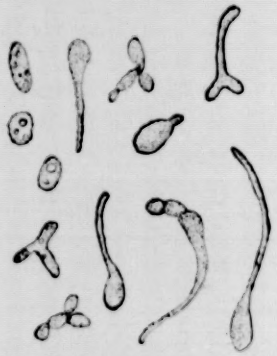

Fig. 11. — *Torula humicola*, gross. 415 diam.

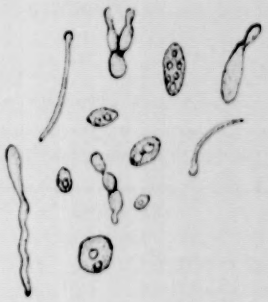

Fig. 12. — *Torula sylvatica*, gross. 415.

ACTION DU TORULA HUMICOLA SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	6 jours	très faible	
2	»	faible	se développe très
3	—	très forte	faiblement
4	—	faible	

Torula silvatica. — Diffère de l'espèce précédente surtout par l'aspect de la culture. Sur les milieux solides, la culture est festonnée ; sur du moût de raisin il se forme une peau fortement plissée. Le rendement en alcool est un peu plus fort que pour l'espèce précédente

C 26.1.13.

(0,99% d'alcool). Morphologiquement, elle ne diffère pas de *Torula humicola*. Cette espèce ne produit aucune désagrégation, pas plus sur le papier à filtrer que sur la cellulose purifiée.

Bactéries

Pseudomonas cellulosæ nov. spec.

Bâtonnet court, ayant un cil à l'extrémité et mesurant 2 μ-4 μ de long sur 0,5 μ de large.

Forme une spore ronde au sommet du bâtonnet, la spore mesure 1 μ de diamètre. Ne prend pas le Gram. Espèce aérobie forme sur agar des colonies jaunes avec une très faible fluorescence verte. Liquéfie la gélatine très lentement en formant une peau à la base.

Ne provoque aucun changement sur le lait. Forme des colonies d'un jaune-gris sur la pomme de terre, à laquelle il donne une couleur brunâtre. Se développe très faiblement sur la carotte.

ACTION DU PSEUDOMONAS CELLULOSÆ SUR LA CELLULOSE

Solutions N°	Commencement de désagrégation	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	5 jours	forte	se développe faible-
2	3 jours	très forte	ment, sans produire
3	—	forte	une désagrégation
4	—	»	appréciable

Microorganismes des terres de bruyères

Verticillium effusum Otth. (1870, Mitteil. der naturforsch. Gesellschaft in Bern, page 112). (Saccardo, Syll. fung. vol. XI, page 599, 1895). (1907, Rabenhorst, Krypt. Fl. 2 Aufl. VIII Abt. page 322).

Otth n'en donne point de dessin, il l'a trouvée sur la face inférieure des feuilles vivantes de *Centaurea jacea*. Lindau la classe parmi les espèces douteuses.

Mycélium blanc, gazon jaune-brun, court, uniforme. Diamètre des filaments de 3 μ-6 μ. Distance moyenne des cloisons = 52 μ. Les

rameaux fructifères portent des conidiophores opposés sur lesquels naissent des sterigmates, en forme de courtes ampoules, disposés par 3-4 en verticille. Longueur des ampoules de 6 μ-10 μ. Conidie solitaire, ronde jusqu'à légèrement elliptique, mesurant en moyenne 3,5 μ. Dans les cultures sur cellulose forme surtout des chlamydospores à protoplasma granuleux, mesurant de 4 μ-10 μ.

ACTION DU VERTICILLIUM EFFUSUM SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer Désagrégation.	Cellulose Purifiée
1	9 jours	très forte	action faible avec toutes les solutions
2	»	» »	
3	—	faible	
4	—	forte	

Sporotrichum epigæum Brunaud var. **terrestre** Daszewska. — Diffère de Sporotrichum epigæum par ses filaments absolument incolores. (Brunaud, Fragm. mycol. II, page 11).

Mycélium blanc, gazon blanc velutineux, court, devient gris lors de la formation des conidies. Filaments cloisonnés, peu ramifiés, incolores, fins, de 2,5 μ de diamètre. La distance moyenne des cloisons est de 21 μ. Les conidies naissent sur des ramuscules très fins qui se bifurquent ou trifurquent ; à chacune des ramifications bourgeonne, au sommet, une conidie grisâtre, ronde, mesurant de 2 μ-3 μ. Les

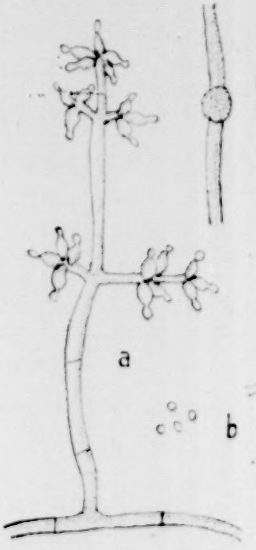

Fig. 13. — *Verticillium effusum*. — *a*, conidiophores. — *b*, conidies. — *c*, chlamydospore. gross. 415.

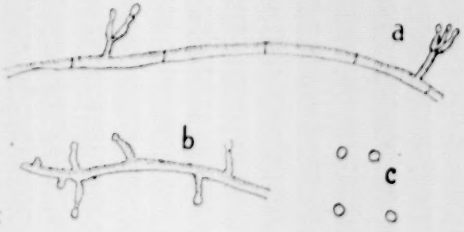

Fig. 14. — *Sporotrichum epigæum* var. *terrestre*. — *a*, *b*, conidiophores. — *c*, conidies. gross. 415.

conidies se séparent facilement, forment rarement de courtes chaînettes de 2 à 3 conidies.

ACTION DU SPOROTRICHUM EPIGÆUM var. TERRESTRE SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	10 jours	forte	nulle
2	» »	très forte	»
3	—	très faible	»
4	—	faible	»

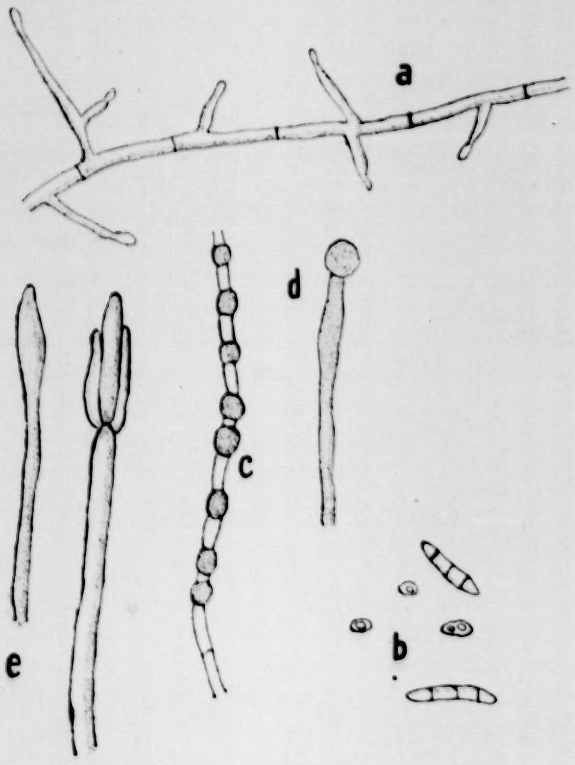

Fig. 15. — *Fusarium albo-violaceum*. — *a*, filament et conidiophore. — *b*, conidies. *c*, *d*, chlamydospores. — *e*, terminaisons des filaments aériens.

25/3/58

Fusarium albido-violaceum nov. spec. — Mycélium blanc, sur milieu de pain et de bouillon artificiel agarisé donne une couleur violette au contact du milieu. Le gazon blanc forme une pellicule sur les parois du flacon. Sur le liquide de Raulin acide donne un voile blanc onduleux, à gazon court, ne s'élevant pas au-dessus du milieu de culture. Filaments très peu ramifiés, très longs, cloisonnés ; les filaments aériens terminés souvent par des renflements (fig. 15). Les conidies naissent à l'extrémité des ramuscules latéraux opposés. La conidie est allongée, incolore, droite ou légèrement courbée, d'abord simple avec 1-2 gouttelettes de graisse, plus tard il se forme 1-3 cloisons, et le contenu se vacuolise. Les conidies sont de grandeur très variable, de 6-30 μ de long sur 2-4 μ de large. La grandeur la plus fréquente est de 10 sur 4 μ. Diamètre des filaments de 3-6 μ. La distance moyenne des cloisons = 25,6 μ. Les filaments des cultures jeunes sont remplis des substances de réserve et de graisse ; dans les cultures plus âgées, les filaments se vident et le protoplasma très granuleux se ramasse dans des chlamydospores, disposées en chaines et mesurant de 6-10 μ.

ACTION DU FUSARIUM ALBIDO-VIOLACEUM SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	8 jours	très forte	nulle
2	»	» »	»
3	—	faible	»
4	—	forte	»

Fusarium candidum Link = *Fusisporium candidum* Link (Sp. I page 31, 1824). (1886 Saccardo Syll. fung. vol. IV, page 720). (1910 Rabenhorst Krypt. Fl. 2 Aufl. IX Abt. page 574). (Harting in Nieuw. Verh. erste Kl. Ned. Ist. Amsterdam XII. Tab. I, Fig. 8-9).

Mycélium blanc, gazon court, velutineux, dense, également blanc. Sur le liquide de Raulin acide forme un voile onduleux, mais ne donne point des conidies. Filaments cloisonnés, à contenu granuleux et remplis des gouttelettes de graisse, de 2-4 μ de diamètre. Distance moyenne des cloisons = 25,8 μ. Les ramuscules fructifères en général opposés, portent aux extrémités une conidie cylindrique, arrondie aux

2 bouts, unicellulaire au début, plus tard il se forme une cloison. Les conidies mesurent de 5-16 μ de long sur 2-4 μ de large ; grandeur moyenne 6 sur 3 μ. Forme des chlamydospores très abondantes, tant aux extrémités que sur le parcours des filaments ; elles mesurent de 8-10 μ.

ACTION DU FUSARIUM CANDIDUM SUR LA CELLULOSE

Solutions N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation	
1	15 jours	très forte	forte
2	12 jours	» »	»
3	—	faible	faible
4	—	forte	très faible

Microorganismes des terres de tourbière

Alternaria geophila nov. spec. — Mycélium brun noir, gazon de couleur cendre, haut de 1 cm. Filaments stériles couchés, bruns,

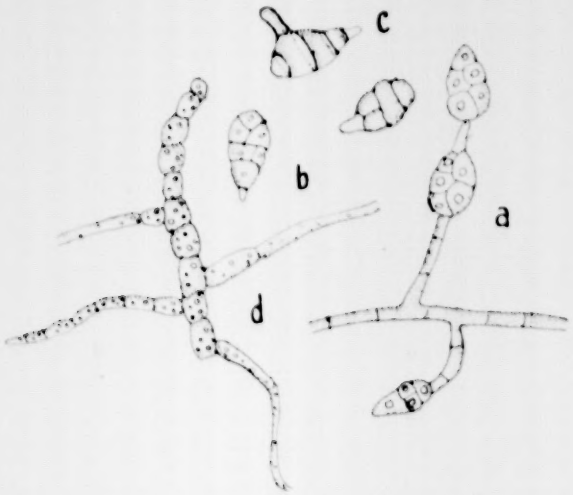

Fig. 16. — *Alternaria geophila*. — *a*, filament aérien avec spores. — *b*, spores. — *c*, spore en germination. — *d*, filament mycélien.

formés d'articles courts, remplies des gouttelettes de graisse (fig 16).

Les articles des filaments mesurent de 8-12 μ de long sur 6-10 μ de large. Filaments fertiles, dressés ramifiés, cloisonnés, de 4-6 μ de diamètre. La distance moyenne des cloisons est de 27,2 μ. Les spores naissent sur des ramuscules latéraux simples et forment des chaines de 2-4 spores. Elles sont allongées, fusiformes, brunes et à maturité même noires, à cloisons parallèles et perpendiculaires. La grandeur des spores et le nombre des cloisons varient ; ces spores mesurent de 16-38 μ de long sur 6-12 μ de large, la grandeur la plus fréquente est de 24 sur 10 μ.

Chaque cellule de la spore contient une goutte oléagineuse. — Cette espèce fut isolée de la terre de tourbe prise à la profondeur de 150 cm.

ACTION D'ALTERNARIA GEOPHILA SUR LA CELLULOSE

Solutions N°	Commencement de désagrégation	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation	
1	12 jours	forte	très forte
2	9 jours	très forte	» »
3	—	faible	faible
4	—	forte	très faible

Alternaria geophila donne au milieu de culture une coloration noire.

Monosporium humicolum nov. spec. — Mycélium blanc, rampant, gazon court vert ; devient jaune dans les vieilles cultures. Cette espèce est caractérisée par des renflements, qui se forment sur le parcours des filaments. Filaments incolores, ramifiés, cloisonnés ; diamètre des filaments est de 2-6 μ. La distance moyenne des cloisons = 27 μ.

Les filaments forment entre eux des anastomoses. Les filaments fructifères se ramifient en dichotomie et forment des arbuscules. Les stérigmates sont minces et légèrement recourbés, quelquefois onduleux. Les conidies rondes, peuvent même être elliptiques, hyalines, mesurent de 3-4 μ et 4 sur 3 μ. Réunis en amas elles donnent une couleur verte. Sur le parcours des filaments, se forment des chlamydospores

rondes à protoplasma granuleux, mesurant de 6-10 g de diamètre. Ce champignon a été isolé de la terre de tourbe à 150 cm. de profondeur.

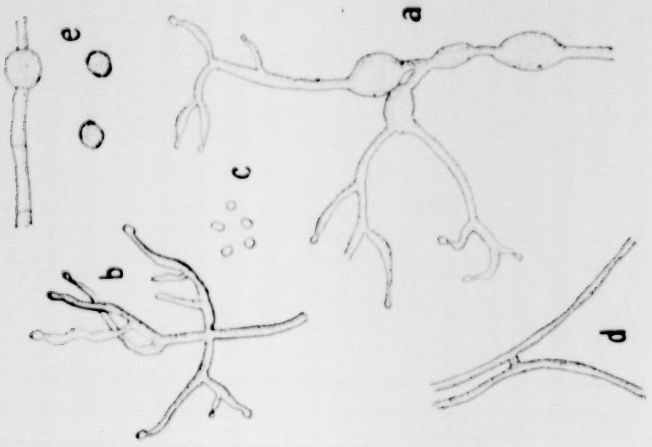

Fig. 17. — *Monosporium humicolum* — *a*, *b*, conidiophores — *c*, conidies, *d*, filaments anastomosés. — *e*, chlamydospores gross. 4/5

ACTION DU MONOSPORIUM HUMICOLUM SUR LA CELLULOSE

Solutions N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer Désagrégation.	Cellulose Purifiée
1	5 jours	complète	complète
2	3 jours	»	»
3	—	forte	forte
4	—	très forte	forte

Monosporium flavum Bonorden = (Sporotrichum flavum Bonorden). (1851 Handb. der allgem. Mycologie page 96, fig. 107). (1886 Saccardo, Syll. fung. vol. IV, page 115). (1907 Rabenhorst, Krypt. Fl. 2 Aufl. VIII Abt. page 265).

Bonorden n'indique point de mesures.

Mycélium blanc rampant, gazon court jaunâtre tourne au vert. Filaments très ramifiés, cloisonnés, diamètre des filaments est de 2-6 g. La distance moyenne des cloisons = 29,8 g. Ramification opposée où alterne. Les ramuscules terminaux minces portent une spore ronde, jaune avec une goutlelette de graisse, mesurant de 2-4 g. grandeur

25/3/58

moyenne = 3,5 g. Les conidies ne se forment que sur milieu légèrement acide. Deux ou trois stérigmates partent d'un même point ; ils

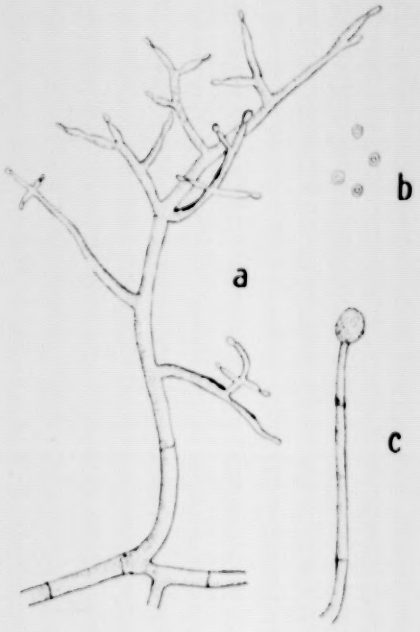

Fig. 18. — *Monosporium flavum* — *a*, conidiophore — *b*, conidies — *c*, chlamydospores, gross. 415.

sont pointus et quelquefois légèrement courbés. Il forme des nombreuses chlamydospores surtout dans les cultures sur cellulose ; elles mesurent 8-12 g de diamètre. Isolé de la terre de tourbe à 120 cm. de profondeur.

ACTION DU MONOSPORUM FLAVUM SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	15 jours	forte	très faible
2	» »	très forte	» »
3	—	faible	» »
4	—	»	» »

Monosporium viridescens Bonorden (1851 Handb. der allgem. Mycologie page 96, fig. 111). (1886 Saccardo, Syll. fung. vol. IV, page 146). (1907 Rabenhorst, krypt Fl. 2 Aufl. VIII Abt., page 265).

Bonorden l'a trouvé sur des écorces en putréfaction ; il n'en donne pas les mesures.

Mycélium blanc rampant, gazon verdâtre pulvérulent, court. Filaments incolores, cloisonnés, les ramuscules portant les conidies sont non cloisonnés. Ramification en dichotomie. On rencontre de gros

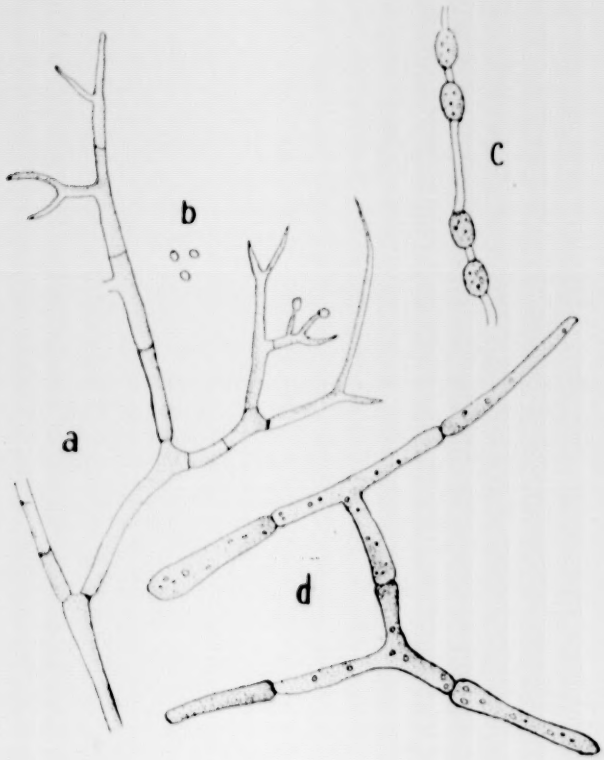

Fig. 19. — *Monosporium viridescens*. — *a*, conidiophore. — *b*, conidies. — *c*, chlamydospores. — *d*, filaments anastomoses.

filaments renflés, remplis des gouttelettes de graisse ; ils forment entr eux des anastomoses. Diamètre des filaments = 2-10 μ.

La distance moyenne des cloisons est de 20,2 μ.

Chaque conidiophore se dichotomise à l'extrémité en deux sterig-

males très fins, qui bourgeonnent à leurs extrémités des conidies rondes, légèrement verdâtres, mesurant de 2-4 μ. Dans les cultures sur cellulose il forme des chlamydospores, disposées en chaînes, mesurant de 6-10 μ de diamètre.

ACTION DU MONOSPORIUM VIRIDESCENS SUR LA CELLULOSE

Solutions N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer Désagrégation.	Cellulose Purifiée
1	16 jours	forte	forte
2	14 jours	très forte	»
3	—	ne désagrège pas	ne désagrège pas
4	—	faible	très faible

Cette espèce fut isolée de la terre de tourbe prise à la profondeur de 150 cm.

Monosporium subtile nov. spec. — Mycélium blanc, gazon verdâtre très court et très fin. Ne forme des conidies que sur milieu légèrement acide. Les rameaux fructifères se ramifient irrégulièrement et forment des arbuscules. Les dernières ramifications bourgeonnent au sommet une conidie ronde jusqu'à légèrement ovale, verte, mesurant de 2-4 μ. Les filaments sont remplis de graisse, sont cloisonnés, ramifiés, et mesurent 4-6 μ de diamètre. Distance moyenne des cloisons = 28,2 μ. Il forme des chlamydospores, disposées en chaînes mesurant de 8-10 μ de diamètre.

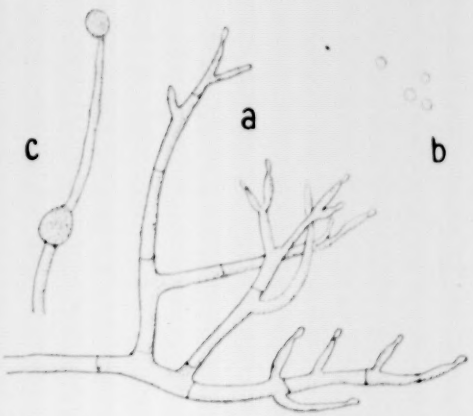

Fig. 30. — *Monosporium subtile*. — *a*, conidiophores. — *b*, conidies. — *c*, chlamydospores. gross. 4G.

Ce champignon a été trié de terre de tourbe extraite à 150 cm. de profondeur.

ACTION DU MONOSPORIUM SUBTILE SUR LA CELLULOSE

Solutions N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer Désagrégation.	Cellulose Purifiée Désagrégation.
1	18 jours	forte	faible
2	15 jours	»	»
3	—	très faible	ne désagrège pas
4	—	» »	» » »

Monosporium reflexum Bonorden (Hand. der allgem. Mycologie page 96, fig. 134, 1851), (1886 Saccardo, Syll. fung. vol. IV, page 114), (1907 Rabenhorst, Krypt. Fl. 2 Aufl. VIII Abt.) *var. viride*. Cette espèce diffère de Monosporium reflexum par la couleur verte du gazon.

Mycelium blanc, gazon court, vert au début, devient brun dans les vieilles cultures. Filaments incolores, vacuolisés, cloisonnés, ramifiés irrégulièrement, de 2-4 μ de diamètre. La distance moyenne des cloisons = 28,2 μ. Les rameaux fructifères sont alternes, se divisent en 2-3 ramuscules recourbés et portent à l'extrémité une spore

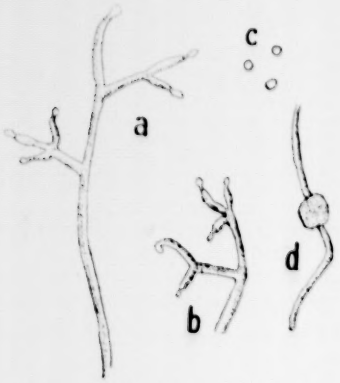

Fig. 21. — *Monosporium reflexum* var. var. *viride*. — *a*, *b*, conidiophores. — *c*, conidies. — *d*, chlamydospores. — gross. 415.

Fig. 22. — *Ciliciopodium hyalinum* n. sp. — *a*, coremie. — *b*, *c*, conidiophores. — *d*, conidies.

25/3/58

ronde, hyaline, mesurant 3-4 μ. — Les spores rassemblées donnent une couleur verte. Dans les cultures sur cellulose les conidies ne se forment pas, il y a au contraire une quantité des chlamydospores à protoplasma granuleux, mesurant de 6-10 μ de diamètre.

Cette espèce a été trouvée dans la terre de tourbe prise à la profondeur de 120 cm.

ACTION DU MONOSPORIUM REFLEXUM var. VIRIDE SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	15 jours	forte	faible
2	» »	»	»
3	—	faible	très faible
4	—	forte	» »

Ciliciopodium hyalinum nov. spec. — Cette nouvelle espèce diffère de *Ciliciopodium brevipes* Oudemann par des conidiophores ramifiés et des conidies plus petites.

Les corémies ne se forment que sur milieu légèrement acide. Le mycélium, blanc-jaune, se recouvre d'un gazon blanc, court, pulvérulent.

Les corémies jaunâtres se terminent en style ; au sommet de la corémie les filaments se séparent.

Les conidiophores à ramification opposées, se terminent par 2-4 fins stérigmates, portant une spore elliptique, hyaline, mesurant 4 μ de long sur 2-3 μ de large. Les conidies se forment au sommet de la corémie.

Diamètre des filaments de 1-4 μ.

Cette espèce a été trouvée dans la terre de tourbière à la profondeur de 40 cm.

ACTION DU CILICIOPODIOM HYALINUM SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commennement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	12 jours	très forte	forte
2	9 jours	complète	»
3	—	faible	faible
4	—	forte	»

VERTICILLIASTRUM nov. gen. — Fam. des Mucedinae-Amerosporae Ce nouveau genre doit être placé à côté du genre *Verticillopsis* et diffère de ce dernier par la forme ronde des conidies.

Verticilliastrum glaucum nob. — Mycélium blanc, gazon vert, haut de $\frac{1}{2}$ cm. Filaments incolores, cloisonnés, ramifiés, forment

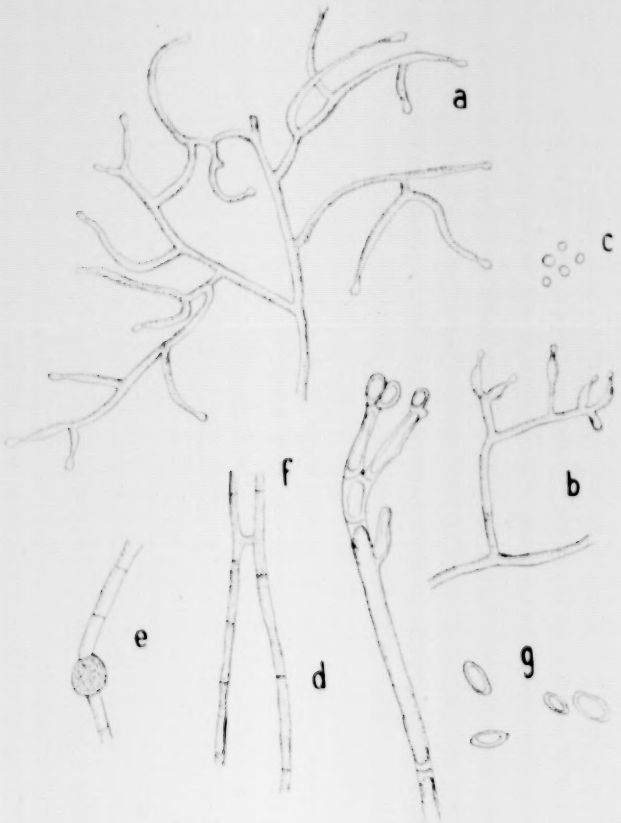

Fig. 23. — *Verticilliastrum glaucum*. — *a*, *b*, conidiophores. — *c*, conidies. — *d*, filaments anastomosés. — *e*, chlamydospore. — *f*, filaments se désarticulant. — *g*, cellules désarticulées avec goutte de graisse. gross. 415.

des enchevêtrements dans le mycélium. Les filaments détachent, au sommet, des cellules elliptiques avec une grosse goutte de graisse (fig. 23). En outre, sur le parcours des filaments, on trouve des chlamydospores à protoplasma granuleux, qui mesurent de 8-16 μ. Dia-

25/3/58

mètre des filaments = 2-6 μ. La distance moyenne des cloisons est de 28,6 μ. Les filaments fructifères se ramifient en dichotomie, à l'extrémité de chaque ramuscule bourgeonne une conidie ronde, verte, mesurant de 3-4 μ. Cette espèce se développe très bien sur le liquide de Raulin acide; et ne donne pas d'organes de reproduction sur milieux neutres. Elle a été isolée de la terre de tourbe prise à la profondeur de 150 cm.

ACTION DU VERTICILLIASTRUM GLAUCUM SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation	
1	16 jours	forte	nulle
2	14 jours	très forte	»
3	—	très faible	»
4	—	faible	»

Dendrodochium gracile nov. spec. — Mycélium blanc, filaments couchés, ramifiés, cloisonnés. Les filaments forment entre eux des anastomoses. Diamètre des filaments = 1-6 μ. La distance moyenne des cloisons est de 30 μ. — Les organes de reproduction se forment seulement sur milieu légèrement acide. Ces organes apparaissent sous forme de tubercules globuleux, lisses, à filaments enchevêtrés, très ramifiés. Ramifications opposées ou en verticille. Les stérig-

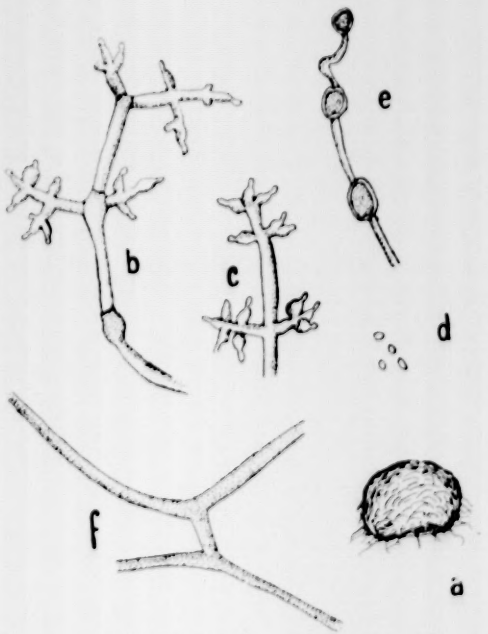

Fig. 24. — *Dendrochium gracile*. — *a*, tubercule gross. (a) *b*, *c*, conidiophores. — *d*, conidies. — *e*, chlamydospores. — *f*, filaments anastomosés. gross. 415.

mates courts, renflés, portent au sommet une conidie solitaire verte, ovale, mesurant 4-2 et 4 sur 3 μ. — Les stérigmates mesurent de 4-6 μ de long sur 2-4 μ de large. Dans les cultures sur cellulose ne forme pas des conidies; on trouve au contraire des chlamydospores à protoplasma granuleux, mesurant de 6-12 μ de diamètre. Cette espece a été trouvée dans la terre de tourbe prise à la profondeur de 40 cm.

ACTION DU DENDRODOCHIUM GRACILE SUR LA CELLULOSE

Solutions N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation	
1	12 jours	très forte	fort
2	9 jours	»	»
3	—	faible	faible
4		fort	»

Monilia terrestris — Mycélium jaune-orangé; sur bouillon agarisé forme un gazon blanc. Ne donne point d'organes de reproduction. Sur Raulin acide forme un mycélium orangé très épais. Se développe très bien sur pain et forme des sphérocristaux d'un jaune brun, qui se colorent en noir par l'acide osmique. Les filaments sont formés d'articles, qui bourgeonnent. Le contenu de ces articles est vacuolisé, à protoplasma granuleux et gouttelette de graisse. Diamètre des filaments est de 1-8 μ.

Cette espece a été isolée de la terre de tourbe à 80 cm. de profondeur. Elle donne au milieu de culture une coloration jaune.

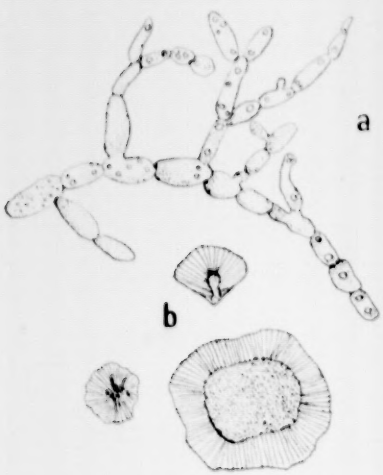

Fig. 2. — *Monilia terrestris*. — *a*, filament en voie de bourgeonnement gross. 415. *b*, cristaux formés dans les cultures sur pain.

ACTION DU MONILIA TERRESTRIS SUR LA CELLULOSE

Solutions: N°	Commencement de désagrégation:	Papier à Filtrer Désagrégation.	Cellulose Purifiée Désagrégation.
1	10 jours	forte	faible
2	8 jours	très forte	»
3	—	faible	»
4	—	forte	»

Monilia grisea. — Mycélium brun-foncé, gazon blanc-gris; les filaments rampent le long des parois du flacon.

Les filaments aériens se réunissent en faisceaux, sont ramifiés, cloisonnés, de 4 μ de diamètre.

Distance moyenne des cloisons = 22 μ. A leur sommet, les filaments désarticulent des oïdiospores rondes, hyalines, mesurant de 6-10 μ de diamètre.

Cette espèce donne une couleur noire au milieu de culture. Elle a été isolée de la terre de tourbe prise à la profondeur de 80 cm.

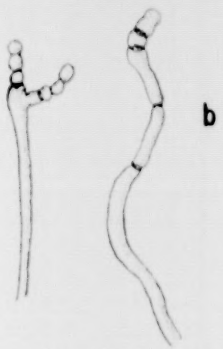

Fig. 26. — *Monilia grisea*. — *a, b*, filaments desquels se détachent des oïdiospores (gr. 415).

ACTION DU MONILIA GRISEA SUR LA CELLULOSE

Solutions: N°	Commencement de désagrégation:	Papier à Filtrer Désagrégation.	Cellulose Purifiée Désagrégation.
1	18 jours	très forte	très faible
2	16 jours	»	»
3	—	forte	»
4	—	»	»

Fusarium genevense nov. spec.

Cette espèce est voisine de *Fusarium Ervengii* Sydow (Hedwigia 1900, 6), dont elle diffère par la couleur de la culture.

Mycélium au début blanc; prend ensuite au contact du milieu une

couleur rouge, tandis que les filaments aériens stériles deviennent jaunes. Les filaments fructifères restent incolores. Les conidies naissent sur des ramuscules latéraux alternes; elle sont incolores, courbés,à 1-5 cloisons et mesurent de 20-32 μ sur 4-6 μ. Diamètre des filaments = 3-6 μ. La distance moyenne des cloisons est de 23 μ. Sur le liquide de Raulin l'acide ne donne pas des conidies; par contre ontrouve une

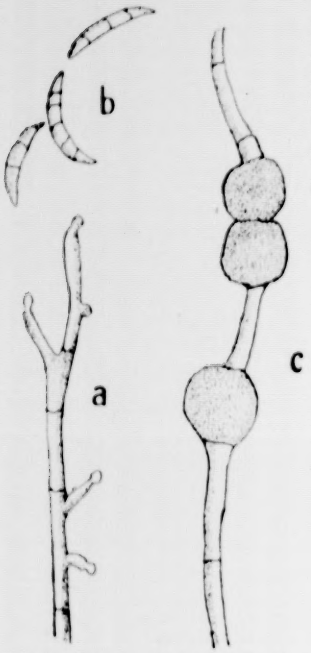

Fig. 27. — *Fusarium genevense* Daszew. *a*, conidiophore; *b*, conidies; *c*, chlamydospores (gr. 415).

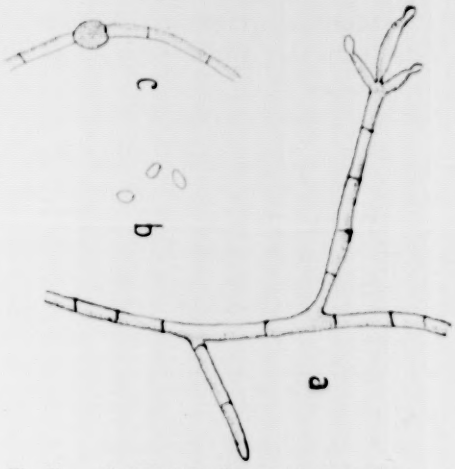

Fig. 28. — *Monosporium ellipticum* n. spec. Daszew. — *a*, conidiophore; *b*, conidies; *c*, chlamydospores.

abondance des chlamydospores à contenu vacuolisé, mesurant de 10-34 μ de diamètre. Cette espèce fut isolée de la terre de tourbe à 120 cm. de profondeur.

ACTION DU FUSARIUM GENEVENSE SUR LA CELLULOSE

Solutions: N°	Commencement de désagrégation:	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	15 jours	forte	très faible
2	» »	»	»
3	—	très faible	»
4	—	faible	»

25/3/58

Monosporium ellipticum nov. spec.

Mycélium blanc, rampant; donne des conidies seulement sur milieu de cellulose. Filaments incolores, cloisonnés, de 3-4 μ de diamètre. Distance moyenne des cloisons = 26,1 μ. Ramification alterne. Deux à trois ramuscules fructifères partent d'un même point et portent au sommet une conidie ovale, verte, mesurant de 4-6 μ de long sur 3-4 μ de large. Chlamydospores très nombreuses, rondes, mesurent de 6-14 μ de diamètre. Cette espèce a été trouvée dans la terre de tourbe, prise à la profondeur de 130 cm.

ACTION DU MONOSPORIUM ELLIPTICUM SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	6 jours	complète	forte
2	4 jours	»	»
3	—	faible	très faible
4	—	forte	» »

Mycelium candidum.

Mycélium blanc, ne donne point d'organes de reproduction autres que des chamydospores.

Filaments incolores, cloisonnés, de 2-6 μ. de diamètre. Distance moyenne des cloisons = 26,9 μ. Les chlamydospores se forment aussi bien sur le parcours des filaments, qu'à leur extrémité; elles contiennent des grosses gouttes de graisse, et mesurent de 8-10 μ de diamètre. Isolé de la terre de tourbe prise à 70 cm. de profondeur.

ACTION DU MYCELIUM CANDIDUM SUR LA CELLULOSE

Solutions : N°	Commencement de désagrégation :	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	8 jours	complète	forte
2	6 jours	»	»
3	—	faible	très faible
4	—	forte	» »

Fusarium commutatum Saccardo (1886. Syll. fung. IV, p. 710) = *Fisisporium candidum* Bonorden (1851. Handb. der allgem. Mycologie p. 96, fig. 140). Rabenhorst. Kr. Fl. IX Abt. 1910), p. 574.

Mycelium blanc, gazon blanc, court floconneux. Filaments incolores, ramifiés, cloisonnés de 4-6 μ de diamètre. La distance moyenne des cloisons = 20 μ. Les spores se forment seulement sur milieu légèrement acide. Spores incolores, au début arrondies, deviennent plus tard fusiformes, légèrement courbées, de une à trois cloisons, mesurant de 14-20 μ de long sur 3-4 μ de large.

ACTION DU FUSARIUM COMMUTATUM SUR LA CELLULOSE

Solutions N°	Commencement de désagrégation	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	18 jours	faible	nulle
2	» »	»	»
3	—	très faible	»
4	—	» »	»

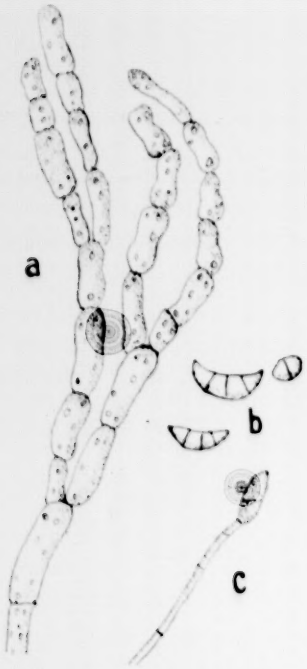

Fig. 29. — *Fusarium commutatum* Sacc. *a*, filament à articles renflés remplis de gouttelettes de graisse; *b*, *c*, conidies (gr. 415).

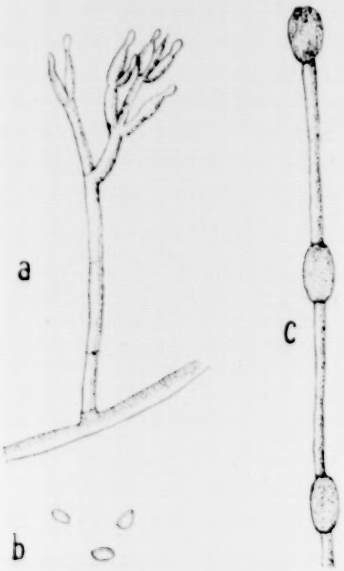

Fig. 30. — *Monosporium glaucum* Daszw. *a*, conidiophore; *b*, conidies; *c*, chamydospores (gr. 415).

Cette espèce fut isolée de la terre de tourbe prise à la profondeur de 130 cm.

Monosporium glaucum nov. spec.

Mycélium blanc, le gazon forme une peau verte. Filaments irrégulièrement ramifiés, cloisonnés, de 3-6 μ de diamètre. Les ramuscules fructifères portent 2-3 stérigmates légèrement renflés, partant d'un même point. Conidie ovale, solitaire, verte, mesurant de 4-8 μ sur 3-4 μ; grandeur la plus fréquente — 6 μ sur 4 μ. La distance moyenne des cloisons est de 28,8 μ. Chlamydospores très abondantes disposées en chaines, mesurent de 8-12 μ de diamètre.

Cette espèce fut trouvée dans la terre de tourbe prise à 70 cm. de profondeur.

ACTION DU MONOSPORIUM GLAUCUM SUR LA CELLULOSE

Solutions: N°	Commencement de désagrégation:	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation	
1	15 jours	faible	nulle
2	» »	»	»
3	—	très faible	»
4	» »	»	»

Mycelium terrestre.

Mycélium blanc, filaments incolores, ramifiés, cloisonnés, de 1-3 μ de diamètre. Chlamydospores nombreuses, à protoplasma granuleux, mesurent de 8-12 μ de diamètre.

ACTION DU MYCÉLIUM TERRESTRE SUR LA CELLULOSE

Solutions: N°	Commencement de désagrégation:	Papier à Filtrer	Cellulose Purifiée
		Désagrégation.	
1	10 jours	très forte	forte
2	8 jours	» »	»
3	—	faible	faible
4	—	»	forte

Cette espèce a été isolée de la terre de tourbe prise à la profondeur de 80 cm. Elle a donné des conidies sur aucun des milieux.

Mortierella rhizogena nov. spec.

Cette nouvelle espèce est voisine du *Mortierella candelabrum* var. minor. Grove ; elle en diffère par le mode de ramification et les dimensions des spores. Mycélium blanc, gazon très dense, blanc, pouvant atteindre 2 cm. de hauteur. Filaments ramifiés en fourche, cloisonnés, remplis de protoplasma très granuleux et de graisse. Le diamètre des filaments est de 4-16 μ. La distance moyenne des cloisons = 20 μ. Dans le mycélium il se forme des sphères remplies de protoplasma sombre, analogues aux « pilules » — que Van Tieghem a décrites

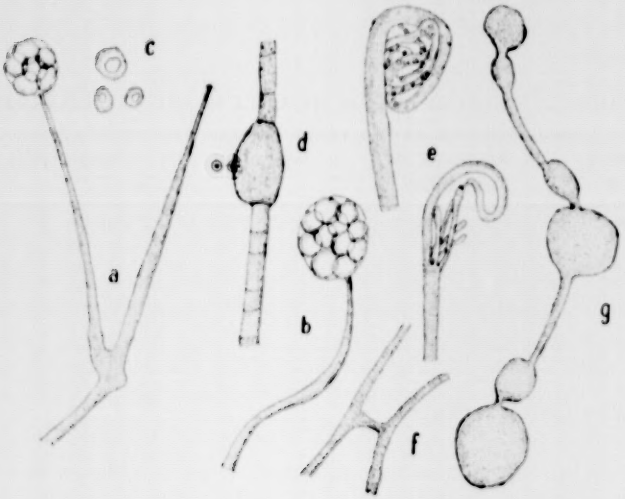

Fig. 31. — *Mortierella rhizogena* Daszw. — *a*, sporangiophore; *b*, sporange; *c*, spores; *d*, chlamydospores; *e*, 1er stade de la formation des rhizoïdes; *f*, filaments anastomosés; *g*, sphères renflées, pilules (gr. 415).

à propos du *Mortierella pilulifera*[1]. Ces sphères sont réunies par de minces filaments. On aperçoit, en outre, dans le mycélium de petits corps blancs, qui sont des sortes des « rhizoïdes », visibles même à l'œil nu. Ces « rhizoïdes » se forment à partir d'un filamment renflé, s'enroulant sur lui-même, et se désorganisant en une série des filaments de plus en plus fins. Ces filaments s'enchevêtrent et se vident ; le « rhizoïde » se présente alors sous forme de corps à filaments

[1] Dauphin, Contribution à l'étude des Mortierellacées, *Ann. Sc. nat.*, 1908, Ser. VIII.

enchevêtrés ; rempli de gouttelettes de graisse. Sur le parcours des filaments, on rencontre des chlamydospores à protoplasma granuleux, mesurant jusqu'à 20 μ de diamètre.

Les sporangiophores se ramifient en dichotomie ; ils ont de 10 μ de diamètre à la base et 2-3 μ vers le haut, près de sporange. Sporange globuleux, 26-40 μ de diamètre, absolument lisse, à membrane hyaline facilement diffluente. Le sporange contient des spores en petit nombre. Spores rondes et ovales, incolores, lisses, renfermant un oecelle oléagineux, mesurant de 10-24 μ de long sur 8-22 μ de large. Grandeur moyenne 14 μ sur 12 μ. Les stylospores et zygospores ne furent pas observées.

Cette espèce ne se développe bien que sur milieu avec peptone. Elle a été isolée de la terre de tourbe prise à 70 cm. de profondeur.

Elle ne possède point d'action désagrégeante sur la cellulose.

Bactéries

Bacillus terrestris nov. spec.

Bâtonnet de 4-6 μ de long sur 0,6-1 μ de large. Forme une spore ovale sur le parcours du bâtonnet, mesurant 1-1,5 μ de diamètre. Prend le Gram. Sur bouillon artificiel organisé, forme des colonies d'un jaune-brun, fortement plissées. Liquéfie très vite la gélatine en formant une peau à la base et un voile à la périphérie. Sur pomme de terre forme des colonies gris-jaunâtre plissées. Sur carotte, développement très faible.

Coagule le lait et dissout la caséine.

Ce bacille a été extrait de la terre de tourbe prise à la profondeur de 70 cm.

ACTION DU BACILLUS TERRESTRIS SUR LA CELLULOSE

Solutions N°	Commencement de désagrégation	Papier à Filtrer Désagrégation	Cellulose Purifiée Désagrégation
1	8 jours	faible	nulle
2	»	»	»
3	»	très faible	»
4	»	faible	»

Verticillium cellulosæ Daszewska nov. sp.

Mycelium album; filamenta conidiophora laxa pallide viridia ad 0,5 cm. alta; conidia ovalia vel ellipsoidea, viridescentia, 4 μ et 6 μ — 3 μ et 4 μ. Affinis *V. candelabro* Bon. differt filamentis et conidiis viridibus.

Monosporium olivaceum Cooke et Mass. var. **major** nob.

Filamentis hyalinis haud olivaceis, conidiis paulo majoribus.

Cylindrophora Hoffmanni nov. sp.

Ramusculi fructiferi breves alterni, conidium unicum oblongum utroque rotundatum ferentes; conidia hyalina 6-12 μ lg. et 2-7 μ lat.

Sordaria sylvatica Daszewska nov. sp.

Perithecium liberum ad apicem sat dense papillosum ad 500-800 μ alt.; asci 8 spori, sporis ellipticis utroque subacutis, maturis fuscis 18 — 24 μ lg., ad 10 μ lat. Absentia paraphysorum et magnitudine sporarum sat diversa.

Sporotrichum epigæum Brunaud var. **terrestre** Daszewska.

Filamentis hyalinis, haud grisco-fuscis.

Fusarium albido-violaceum Daszewska.

Mycelium album, colorem violaceum in substratum effusum ducens, conidiis in ramis oppositis vel alternis, prius aseptatis, demum septis 1-3 divisis, 6 μ — 38 μ lg. et 2 μ — 4 μ lat.

Alternaria geophila Daszewska.

Mycelium fuscum, filamentis erectis fuliginosis ad 1 cm. altis, articulis inflatis 8 μ — 12 μ lg. et 6 — 10 μ lat., filamentis erectis cylindricis e cellulis longis ad 27,2 μ longis et 4-6 μ latis formatis; filamenta sporifera lateralia, brevia, chlamydosporis parenchymatose septatis ovoideis, fusco-nigris 16-38 μ, 6-12 μ.

Monosporium humicolum Daszewska.

Mycelium album repens, filamentis erectis brevibus sporis pallide viridibus demum flavescentibus, ipsis filamentis hyalinis 2-6 μ latis, et cc. 27 μ longis, plus minus inflatis inde nodosis et interdum anastomosantibus, conidiis sphæricis vel ellipticis 3-4 μ, chlamydosporis rotundatis 6-10 μ.

Monosporium subtile Daszewska.

Affinis M. viridescenti, differt, ramis irregulariter dispositis haud furcatis, conidiis ex ovali — rotundatis viridibus 2-4 μ.

Monosporium reflexum Bonorden var. **viride** Daszewska.
Sporis viridibus distincta varietas.

Verticilliastrum nov. gen. Daszewska.
Proximum Vesticilliopsidi a quo differt conidiis sphaericis nec oblongis.

V. glaucum nov. spec.
Filamenta hyalina plus minus anastomosantes 2-6 μ lat. chlamydosporis 8 — 16 μ, conidiophoris plus minus dichotomis, conidiis viridibus 3-4 μ.

Dendrodochium gracile Daszewska.
Tuberculis superficie viridibus laevibus, conidiophoris ramosissimis ultimis pyriformibus conidis ellipticis viridibus $\frac{4\text{-}2}{4\text{-}3}$ μ.

Fusarium genevense Daszewska.
Affinis F. Evonymi Syd. differt mycelio ad substratum rubro, filamentis erectis aureis, filamentis fertilibus hyalinis, conidiis falciformibus, 1-5 septatis $\frac{20 — 32}{4 — 6}$ μ.

Monosporium glaucum Daszewska.
Affinis M. viridescenti differt, mycelio compacto superficie sporis virescens, filamentis irregulariter ramosis 2 — 3 sterigmata vix dilatis ferventibus, conidiis solitariis viridibus $\frac{4 — 8}{3 — 4}$ μ

Monosporium ellipticum Daszewska.
Affinis M. viridescenti, differt conidiis ellipticis 3-4 μ lat. et ramusculis raris.

Mortierella rhizogena Daszewska.
Mycelium ad 2 cm. altus, filamentis 4-16 μ crassis, corpusculis pilularibus inflatis et filamentis circinate curvatis ramosis ins tar rhyzoidorum; sporangiophoris dichotomis, sporangiis globosis 26-40 μ diam, levibus sporis paucis minus quam 12, rotundatis veli ovalibus 8-2 μ lat. et 10-2 μ long.

CONCLUSIONS

1. La désagrégation de la cellulose par les microorganismes humicoles, isolés par nous, ne conduit pas à la formation des produits bruns de l'humus.

2. Les Hyphomycètes jouent un rôle plus important que les bactéries dans la désagrégation de la cellulose dans le sol.

3. La couleur foncée de l'humus est probablement due, au moins en partie, à la couleur du mycélium et des spores, aux pigments bruns et noirs, ainsi qu'aux substances oxydantes (ferments), secrétés par la plupart des Hyphomycètes.

4. Les Hyphomycètes désagrègent la cellulose d'une façon aérobie ; au moyen d'un ferment la cytase. La cellulose dégradée peut parfois passer par les stades : sucre et alcool, qui sont des produits intermédiaires, immédiatement digérés par les microorganismes.

5. Il faut admettre que les microorganismes secrètent des ferments spécifiques : de l'hémicellulose, de l'oxycellulose et de la cellulose pure ; ce qui explique, pourquoi les divers organismes conduisent la cellulose sous forme de papier à filtrer à différents stades de désagrégation ; et, que certains d'entre eux, se développant bien sur papier à filtrer, ne montrent pas trace de développement sur cellulose purifiée.

6. L'extrait aqueux de la tourbe peut servir de milieu de culture à ces microorganismes, à condition qu'on leur fournisse encore une source de carbone. C'est ainsi que les organismes, qui désagrègent la cellulose, se développent bien en présence de celle-ci dans un extrait aqueux de tourbe ; ceux qui ne la désagrègent pas, ne s'y développent que très faiblement.

BIBLIOGRAPHIE

1. André, G. Sur les composés azotés que contient la terre arable. *Comptes rendus* (Paris) 1903, pag. 820.
2. Aschan. *Journ. für prakt. Chemie* (N. F.) Bd. 77, 1908, pag. 172.
3. Baumann, M. Mitteil. d. k. bayr. Moorkulturanst. Heft 3, 1909, pag. 53-123.
4. Beijerinck, M. W. Ueber Chinonbildung durch Streptothrix chromogena und Lebensweise dieses Mikroben. *Centralbl. für Bakteriologie*. Bd. VI 1900, pag. 2.
5. Beijerinck, M. W. L'influence des microbes sur la fertilité du sol et la croissance des végétaux supérieures. *Archives néerl.* (2). Progr. vol. 9, 1904, pag. VIII.
6. Berthelot et André. Faits pour servir à l'histoire des principes azotés, renfermés dans la terre végétale. *Comptes rendus* (Paris) 1891, pag. 189.
7. Berzelius. *Lehrb. der Chemie*, 3 Aufl. Bd. 8, 1839.
8. Bonorden. *Handb. der allgem. Mycologie*. Strassburg 1851.
9. Brunaud. *Fragm. mycolog.* II.
10. Corda, A. K. S. *Icones fungorum*. I, 1837.
11. Chodat, R. et Grintzesco, S. Sur les méthodes de culture pure des Algues vertes. *Comptes rendus du Congrès de Botanique de Paris*, 1900.
12. Chodat, R. Nouvelles recherches sur les ferments oxydants. *Archives des Sc. phys. et nat.* Tome XXXIII, 1912.
13. Cooke et Mass. *Grevillea* XVI vol. 1887,
13. Dale, Elis. On the Fungi of the soil. *Annal. mycologici*. Vol. X (1912), 453.
14. Dauphin, S. Contribution à l'étude des Mortierellacées. *Ann. des sc. nat. Bot.* Série VIII, 1908.
15. Detmer. *Landw. Versuch. Stat.* Bd. 14, 1871.
16. Frank, B. Ueber die physiol. Bedeutung der Mycorhiza. *Ber. der deutch. Bot. Gesellsch.* Bd. 6, 1888.
17. Fries. *Systema mycologicum*. III, 1832.
18. Heinze, B. Humusbildung und Humuszersetzung im Ackerbodes. *Centralbl. für Bakt.* Bd. 26, 1919.
19. Hoppe-Seyler. Ueber Huminsubstanzen, ihre Enstehung und ihre Eigenschaften. Zeitschr. *für physiol. Chemie* Bd. 13, 1889.
20. L'Hôte. *Journ. d'Agr. Prat.* II, 1890.
21. Höveler, W. *Jahrb. für wissenschaftl. Botanik* Bd. 24, 1892.
22. Hoffmann, *Botanische Zeitung*. 1869.
23. Klöcker, A. *Die Gährungsorganismen*.
24. Kohnstamm, Ph. Amylolytische, glycosidspaltende, proteolytische und cellulosel̈osende Fermente in holzbewohnenden Pilzen. *Beih. zum bot. Centralbl.* Bd. 10, 1901.
25. Koning, C. J. Contribution à la connaissance de la vie des champignons et des phén. qui constituent l'humification. *Arch. néerl. des Sc. ex. et nat.* Série 2, vol. 9, 1904.